



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

Prevalencia de *Giardia spp.* en roedores (*Rattus spp.*) procedentes de un zoológico de Lima Metropolitana

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Cynthia Lila CASANA PALACIOS

ASESOR

Amanda Cristina CHÁVEZ VELÁSQUEZ

Lima, Perú

2018

DEDICATORIA

A mi hijo Roque, que ilumina mis pasos y es el motor para mi constante superación

A mis padres Jorge Casana, Jesús Palacios y mi hermana Lucy, quienes siempre han estado conmigo y creído en mí, mi familia adorada.

A mi asesora Dra. Amanda Chávez, por su infinita paciencia y apoyo, gracias por no dejar que me rinda.

A las Dras. y personal de apoyo del Laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM, Dras. Rosita , Eva, Deisy, Sra. Mónica.

A los Dres. Norma Noé, Eva Casas y Carlos Arana por sus recomendaciones y ayuda en la finalización de este trabajo.

A mis queridas amigas de promoción, colegas excelentes, Andrea, Karla, Gianina, Gaby, Claudia, gracias por su compañía y consejos, las quiero.

AGRADECIMIENTOS

*Gracias al zoológico “Patronato Parque de las Leyendas” y a la Dra. Karina Muñoz,
por facilitar el uso de las instalaciones e información para realizar este trabajo de
investigación*

Al Sr Alejandro, técnico de la institución, quien apoyo en la logística del proyecto.

*Al Laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM por brindar sus instalaciones
para la realización de este proyecto*

*Al Dr. Manuel Tantalean de la Facultad de Biología de la UNMSM, gracias por su
apoyo, dedicación y consejos*

ÍNDICE

	Pág.
RESUMEN	v
ABSTRACT	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
LISTA DE CUADROS	viii
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	3
1. GENERALIDADES DE LA RATA	3
2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	4
2.1 GENERALIDAD DE LA RATA NORUEGA	4
a. Características morfológicas	5
b. Habitatad y alimentación	5
c. Reproducción	6
2.2 GENERALIDADES DE LA RATA NEGRA	6
a. Características morfológicas	7
b. Habitatad y alimentación	8
c. Reproducción	8
3. LOS ROEDORES Y SU IMPORTANCIA EN LA SALUD PUBLICA	9
• Relación con enfermedades de transmisión alimentaria (ETAs)	10

4.	GIARDIA	12
4.1	AGENTE ETIOLÓGICO	12
4.2	CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	12
4.3	MORFOLOGÍA	14
	• Trofozoito	15
	• Quiste	16
4.4	CICLO BIOLÓGICO	17
4.5	EPIDEMIOLOGÍA	19
	• Epidemiología en animales domésticos y silvestres	20
	• Epidemiología en el hombre	21
4.6	POTENCIAL ZOONÓTICO	22
4.7	DIAGNÓSTICO	23
	a. Evaluación microscópica	23
	b. Detección de antígeno	24
	– <i>Método de ELISA</i>	24
	– <i>Método de Inmunofluorescencia Directa</i>	25
	– <i>Inmunocromatografía</i>	25
	– <i>Técnica PCR</i>	25
4.8	TRATAMIENTO	26
	a. Tratamiento en el hombre	26
	b. Tratamiento en animales	27
4.9	MEDIDAS DE PREVENCIÓN Y CONTROL	28

III. MATERIALES Y MÉTODOS	30
1. Lugar de estudio y animales	30
2. Toma de muestras y manipulación de roedores	31
3. Evaluación coproparasitológica	31
– Técnica de Ritchie modificado	32
4. Análisis estadístico	33
5. Consideraciones éticas	34
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
V. CONCLUSIONES	41
VI. BIBLIOGRAFÍA	42

RESUMEN

Se determinó la prevalencia de *Giardia* spp. en ratas urbanas "*Rattus rattus*" y "*Rattus norvegicus*" capturadas en un zoológico de Lima Metropolitana, además, se evaluó la asociación del parásito con las variables especie, sexo y edad de estos roedores. Se atraparon 127 roedores (*Rattus* spp.), usando trampas especiales (tipo "Tomahawk"). Se siguió un estricto control de bioseguridad para la manipulación y recolección de muestras de estos animales, sirviendo de referencia los protocolos proporcionados por el "Centro de Enfermedades Infecciosas y Prevención de Atlanta (CDC)". Los datos que se tomaron en cuenta para este estudio fueron especie, sexo y edad de los roedores, y las muestras recolectadas provinieron del recto. La conservación se hizo utilizando formol al 10% y posteriormente fueron procesadas en el Laboratorio de Parasitología de la FMV-UNMSM. La técnica empleada para determinar la presencia de *Giardia* spp. fue la de Ritchie modificado, siendo muestra positiva aquella en que se hallara la presencia de quiste o trofozoito de *Giardia* spp. Como resultado se halló una prevalencia de *Giardia* spp. de $5.5 \pm 0.04\%$ (7/127); y se hayo una prevalencia del 2.1% del genero *Rattus rattus* (1/48) y 7.6% en *Rattus norvergicus* (6/79). Mediante la prueba de Chi cuadrado se encontró que No existe asociación con una significancia de " $p > 0,05$ " entre la presencia de *Giardia* spp. y las variables especie, sexo y edad, por lo que la prevalencia de *Giardia* spp. en ratas urbanas en el presente estudio, es baja. Sin embargo, es de consideración tomar en cuenta la posibilidad de transmisión de enfermedades parasitarias de este animal a una población vulnerable como son niños y ancianos, trabajadores y animales del zoológico.

Palabras clave: *Giardia* spp., roedores, zoológico, zoonosis.

ABSTRACT

To determine the prevalence of *Giardia* spp. in rodents “*Rattus rattus*” and “*Rattus norvegicus*” captured from a captive wildlife center of Lima Metropolitana, as well as correlate the presence of the parasite with the variables species, sex and age. 127 rodents were captured (*Rattus* spp.) from a zoo of Lima, between the months of February 2013 and August 2016 using live capture traps “Tomahawk”. The handling and recollection of the samples that followed the standards of biosecurity and rules of processing according to the protocols of the CDC “(Centers for Disease Control and Prevention)”. The species, sex and age of the rodents were registered. Samples from small intestine and lower digestive tract (cecum, colon and rectum) were collected and preserved with formol 10% in order to be processed at the Laboratorio de Parasitología of the FMV-UNMSM. For the diagnostic, Ritchie modified technique was applied, considering as positive sample the presence of any parasitic form of *Giardia* spp. (trophozoite and/or cyst). The prevalence of *Giardia* spp. in rodents captured from a zoo of Lima was $5.5 \pm 0.04\%$ (7/127); also, a 2.1% in *Rattus rattus* (1/48) and 7.6% in *Rattus norvegicus* (6/79). The relation between frequency of *Giardia* spp. and every variable studied (species, sex and age), were analyzed using the Chi squared test resulting without significant relation ($p > 0,05$). A low prevalence of *Giardia* spp. is reported in rodents captured from a wildlife area in Lima. However, a potential risk of parasitic infection could exist for visitors and workers from the institution, especially children and elderly people, as well as other zoo animals.

Key words: *Giardia* spp., rodents, zoo, zoonose

LISTA DE FIGURAS

	Pág.
FIGURA 1. Morfología corporal de <i>Rattus norvergicus</i>	5
FIGURA 2. Morfología corporal de <i>Rattus rattus</i>	7
FIGURA 3. Esquema comparativo entre <i>Rattus norvergicus</i> y <i>Rattus rattus</i>	9
FIGURA 4. Morfología del trofozoito (a) y quiste (b) de <i>Giardia</i> spp	16
FIGURA 5. Ciclo Biológico de <i>Giardia</i> spp	19
FIGURA 6. Formación de 4 capas tras procesamiento de muestra de heces mediante la Técnica de Ritchie	33

LISTA DE CUADROS

	Pág.
CUADRO 1. Enfermedades más comunes transmitidas por la rata	11
CUADRO 2. “Especies de <i>Giardia</i> spp. según hospedador biológico”	13
CUADRO 3. Genotipos de <i>Giardia</i> spp. y su rango de hospedadores	14
CUADRO 4. Resultados de estudios prevalencias de <i>Giardia</i> spp. en animales	21
CUADRO 5. Cuadro de identificación de especies <i>R. norvegicus</i> y <i>R. rattus</i>	31
CUADRO 6. “Prevalencia ($\% \pm$ IC) de <i>Giardia</i> spp. y su relación entre el las variables especie, sexo y edad en ratas (<i>Rattus</i> spp.) de un zoológico de Lima, Perú (2017)”	36

I. INTRODUCCIÓN

El protozoo flagelado *Giardia* spp. se aloja de forma oportunista en el tracto intestinal de una amplia gama de hospedadores tales como los animales domésticos, silvestres y el hombre. Este parásito ocasiona la giardiasis, enfermedad considerada como una zoonosis por la Organización Mundial de la Salud (Adam, 2001).

La transmisión se realiza por la vía oral – fecal, mediante contacto directo, manipulación inadecuada de agua y alimentos, mala higiene (DuPont, 2013). La enfermedad se manifiesta con diarreas, dolor abdominal y pérdida de peso, dependerá de factores tales como edad, estado inmune, cantidad de quistes transmitidos y el genotipo del parásito (Molina *et al.*, 2008). Así mismo, la tasa de infección es directamente proporcional a los malos hábitos y condiciones de higiene, siendo mucho mayor en los países menos desarrollados (Baker, 2007).

Feng y Xiao en 2011 pudieron identificar que: “según el hospedador, a seis especies de *Giardia* tales como *G. duodenalis* en mamíferos, *G. agilis* en anfibios, *G. muris* en roedores, *G. ardeae* y *G. psittaci* en aves, y *G. microti* en ratas almizcleras y ratones”.

Con el avance de la biología molecular se ha identificado que *Giardia duodenalis* tiene potencial zoonótico (Wielinga y Thompson, 2007), y ha sido subdividido en genotipos de acuerdo a especie, hospedador y morfología, clasificándose en 8 genotipos (A-H), siendo los genotipos A y B responsables del 99,2% de giardiasis en humanos (Thompson y Monis, 2004; Sprong *et al.*, 2012).

El genotipo G es propio de roedores (Thompson y Monis, 2004). Sin embargo estudios realizados por Feng y Xiao (2011) y Fernández-Álvarez *et al.*, (2013), encontraron que ratas del genero *Rattus sp.* pueden ser portadores de *G. duodenalis* genotipo B.

Estudios hechos por Ayulo y Dammert, 1947; Franjola *et al.*, 1995; Hancke *et al.*, 2011 y Zhao *et al.*, 2015, reportan que dentro de la familia de roedores el género *Rattus* es la especie con más alta tasa de prevalencia de giardiasis. Estos roedores tienen amplia distribución y gran capacidad de adaptación a diversos medioambientes, por lo que su presencia aumenta el riesgo de infección para el hombre (Paramasvaran *et al.*, 2009; Rodríguez *et al.*, 2010).

En nuestro país, son pocos los estudios que han evaluado el parasitismo de *Giardia* spp. en roedores y su papel como potencial reservorio de este parásito en lugares de esparcimiento público, tal como el zoológico, que es un área de gran afluencia de población vulnerable como niños y ancianos. Por lo que el objetivo del estudio fue: “Determinar la prevalencia de *Giardia* spp. en ratas urbanas (*Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*) capturados en un zoológico Lima Metropolitana; así como correlacionar la presencia del parasito con las variables especie, sexo y edad”.

II. REVISION BIBLIOGRAFICA

1. GENERALIDADES DE LA RATA

Este mamífero es un roedor diseminado ampliamente por el mundo, dentro de su género existe aproximadamente 1.400 especies. Es considerada como una plaga por generar pérdidas económicas (por la destrucción que ocasionan en alimentos y materiales) y sanitarias (durante la época medieval ocasiono la peste negra). Las especies más diseminadas son aquellas de la Familia Muridae, Orden Rodentia, las especies *Rattus norvegicus* o Rata Noruega y *Rattus rattus* o Rata del Tejado (OPS y OMS, 1964).

Estos roedores son considerados como plagas, por ocasionar pérdidas económicas al destruir todo tipo de materiales (orgánicos e inorgánicos, tales como alimentos, madera, cartones, plásticos). Además de ocasionar enfermedades graves, que pueden llegar a ocasionar muerte en el hombre y animales. (Bonino, 1999).

Presentan una estructura corporal simple, alta tasa reproductiva, alimentación no selectiva que le ha permitido evadir los diferentes métodos de erradicación, haciendo una especie sinantrópica y de exitosa sobrevivencia en el medio en el que se desenvuelve (Priotto *et al.*, 2003).

Estos roedores han sido capaces de llegar desde su natal Asia e introducirse en el resto de continentes, siendo en todos ellos considerados como plagas (Núñez y Cisterna, 1991).

En su anatomía destaca la presencia de sus dientes incisivos (dos superiores y dos inferiores), los cuales le permiten cortar y roer materiales duros. Estos dientes crecen durante toda su vida, por lo que es necesario de ellos el mantenerlos en desgaste constante (Priotto *et al.*, 2003).

Estos dientes le ayudan en la manipulación y recolección de material con que construyen sus nidos o madrigueras, además de servirle como medio que usa para su acicalamiento del pelaje, además de servirle de armas defensivas y ofensivas (Núñez y Cisterna, 1991).

2. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Las ratas de dentro de su clasificación poseen dos géneros de importancia en salud pública y presentan la siguiente clasificación taxonómica según Berkenhout en 1769 :

“Phylum: Chordata

Clase: Mammalia

Orden: Rodentia

Familia: Muridae

Género: Rattus

Especies: Rattus rattus/ Rattus norvegicus”

2.1 GENERALIDADES DE LA RATA NORUEGA (*Rattus norvegicus*, Berkenhout, 1769)

Es la especie más común de ratas domésticas. Inicialmente, se creyó que este tipo de ratas habían llegado a las Islas Británicas en naves provenientes de Noruega, de ahí su nombre científico "Norvegicus" con el que se la conoce hasta ahora. Apareció primero en Europa en el siglo XVI, y poco tiempo después fue introducida al Nuevo Mundo, extendiéndose rápidamente desde los puertos, a lo largo de la costa oriental de Norteamérica siendo en la actualidad la especie de mayor distribución en los países templados del mundo (OPS y OMS, 1964, Núñez y Cisterna, 1991).

a. Características morfológicas

Presenta un cuerpo grande y robusto que puede pesar entre 150 a 600 g, es de pelaje áspero y grueso, ojos y orejas pequeñas que miden menos de 2cm, presenta una cola con poco pelo, que en relación con el cuerpo es más corta.. Es de color café o gris oscuro en la parte dorsal del lomo, y tiene algunos pelos negros alternados, a nivel del vientre presenta un color claro grisáceo (Figura 1). (Núñez y Cisterna, 1991; Jarbas *et al*; 2002, Priotto *et al.*, 2003).

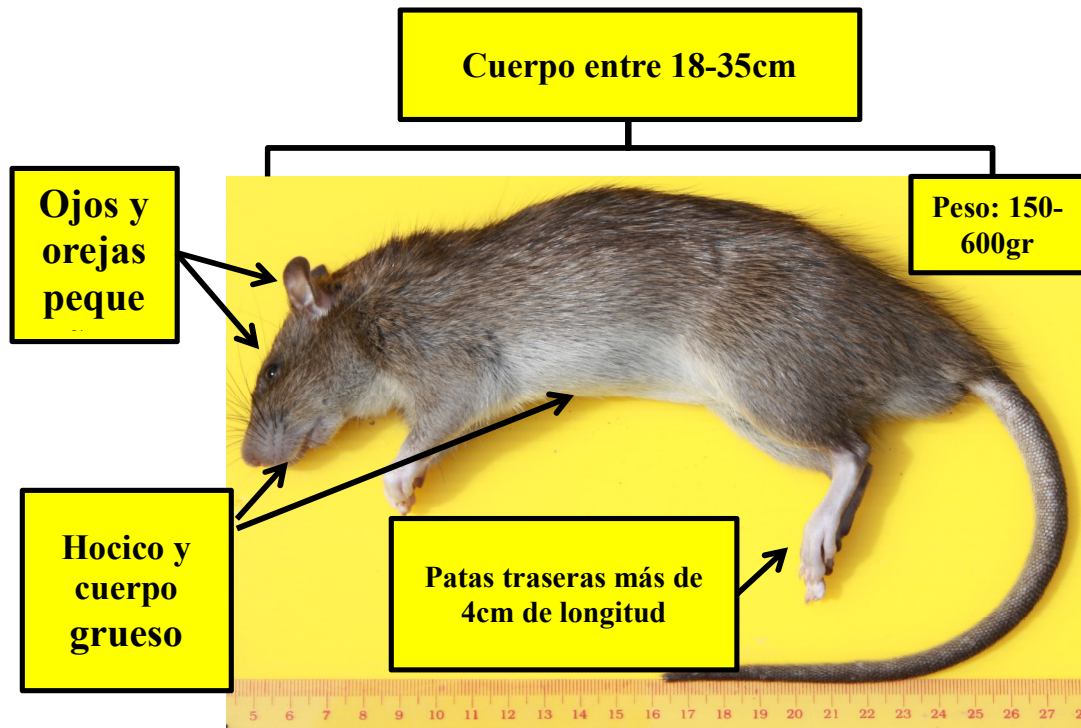


Figura 1. Morfología corporal de *Rattus norvegicus*

b. Habitat y alimentación

Se adapta a cualquier ambiente donde encuentre disponibilidad de refugio, agua y alimento, vive al nivel del suelo, pero es una excelente nadadora y, hace madrigueras en lugares donde exista agua, tierra o desperdicios (silos, alcantarillas, bosques,

basura). Construye en estos lugares túneles con varias ramificaciones que tienen una o varias salidas y almacén de alimentos (Landete y Cerro, 1998; MINSA y OPS, 2012).

Tiene mayor actividad por la noche, y en su rutina esta la búsqueda de agua y alimentos, al haber sobrepoblación pueden ser visualizadas en el día. Pueden recorrer distancias de hasta 100 metros alejados de su madriguera en búsqueda de alimentos y agua (Álvarez-Romero y Medellín, 2005; MinSalud y OPS, 2012).

Es un omnívoro, pero principalmente se alimenta de semillas, granos, frutas, y en ciertos casos llega a alimentarse desperdicios. Obtienen el agua de los alimentos, pero necesitan una fuente adicional, tiene un consumo promedio de 15 a 30ml por día (Landete y Cerro, 1998; MINSA y OPS, 2012).

c. Reproducción

Se reproduce en diferentes meses del año, pero en zonas frías es estacional, siendo principalmente durante primavera y verano. Llega a la madurez sexual entre los 3 a 5 meses, y tiene un periodo promedio de gestación de 22 días. Puede tener entre 6 a 18 crías por parto, y como adultos tienen un promedio de vida de 18 meses (Landete y Cerro, 1998; MINSA y OPS, 2012).

Su jerarquía se rige por dominancia entre machos, hacen túneles donde conviven con las hembras, las cuales cuidan en conjunto a las crías, son grupos cerrados y no permiten entrada de ratas ajenas al clan. Los machos no dominantes andan, erráticos sin formar grupos, estableciendo diferentes relaciones esporádicas y por tanto baja tasa reproductiva. (Priotto *et al.*, 2003).

2.2 GENERALIDADES DE LA RATA NEGRA (*Rattus rattus* Linnaeus, 1758)

Apareció en la zona del Mediterráneo durante las Cruzadas. Su introducción en América comenzó a fines del siglo XVIII, difundándose en todas las colonias francesas, inglesas y españolas (Núñez y Cisterna, 1991).

Como resultado de diversos cruces, esta especie presenta actualmente, tres subespecies: la rata negra (*Rattus rattus*), de color gris oscuro en lomo y vientre; la rata alejandrina (*Rattus rattus alexandrinus*), de color café en lomo y vientre gris oscuro;

mientras que la tercera tiene el lomo café y el vientre blanco (*Rattus rattus frugivorus*). A menudo, una misma camada puede contener animales de color negro y de color pardo (OPS y OMS, 1964).

Esta especie tiene como características ser una ágil trepadora, y abundar en regiones tropicales o templadas, siendo escasa o inexistente en las zonas más frías del mundo (Núñez y Cisterna, 1991).

a. Características morfológicas

Es delgado y esbelto, su peso oscila entre los 80 a 300gr, su pelaje es liso y suave, tiene tonos que varían entre el gris claro y gris oscuro y a nivel de la cabeza y lomo se torna color negro. Las orejas son grandes, móviles, sobresalientes, miden más de 2cm y están descubiertas de pelo, tiene una cola con unos anillos oscuros marcados, y a diferencia de *R. rattus* presenta una cola con mayor longitud que el cuerpo. Tiene ojos grandes, brillantes y prominentes, y un hocico en punta (Fig.2) (Núñez y Cisterna, 1991; Álvarez-Romero y Medellín, 2005).



Figura 2. Morfología corporal de *Rattus rattus*

b. Habitación y alimentación

Le gusta desenvolverse cercana a lugares donde habita el hombre, en áreas residenciales e industriales, puede encontrarse en sistemas de desagües y cloacas, basurales, almacenes de víveres, paredes, techos, huecos de árboles, haciendo sus nidos en lugares pocos accesibles, y lo hace con restos de cualquier material (trapos, madera, papel, plástico) (Bonino, 1999; Priotto *et al.*, 2003).

En el ambiente urbano puede ser observado desplazándose en los techos de casas y edificios, o deslizándose por cables o cordeles (Álvarez -Romero y Medellín, 2005).

Tiene actividad nocturna y la se aleja de su madriguera de acuerdo a la necesidad de alimentación. Buscan un lugar seguro para alimentarse, tal como su madriguera, por lo que traslada su alimento de un sitio a otro (Bonino, 1999).

Es omnívoro y a menos que sea necesario, y a diferencia de la rata Noruega no consume proteínas de origen animal. Requiere diariamente de agua, la cual es obtenida de los alimentos, llegando a consumir un aproximado de 15 g de alimentos y 15 ml de agua por día (Guillespie, 2004; MINSA y OPS, 2012).

c. Reproducción

Llega a la madurez sexual a una edad joven (3-5 meses), y suele durar 22 días el tiempo, dando 6 a 14 crías por camada. No es estacional, pero puede ser más fértil durante primavera o verano en las ciudades con clima frío (Priotto *et al.*, 2003; MINSA y OPS, 2012).

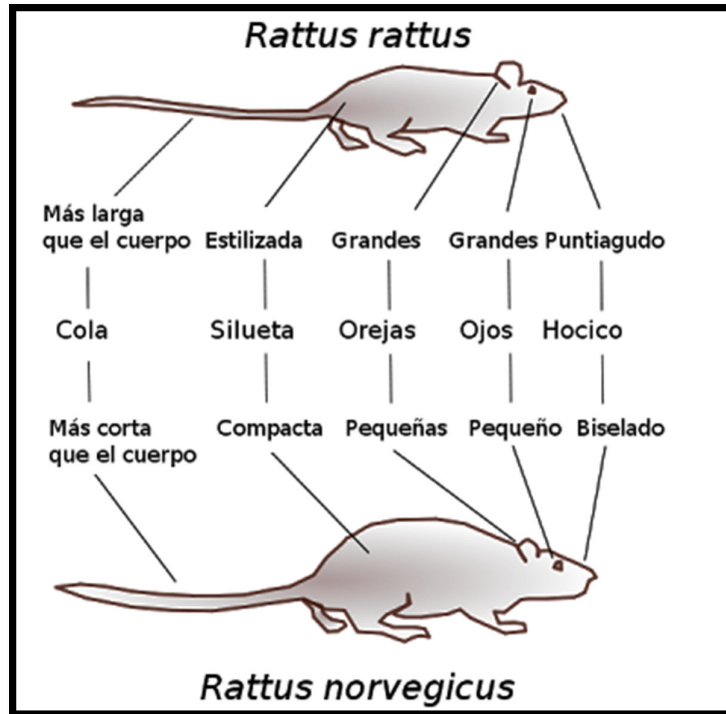


Figura 3. Esquema comparativo entre *Rattus norvergicus* y *Rattus rattus*

(Tomado de: <http://entomology.ifas.ufl.edu>)

3. LOS ROEDORES Y SU IMPORTANCIA EN LA SALUD PÚBLICA

A nivel mundial los roedores, entre ellos ratas y ratones, son causales de la diseminación de más de 35 enfermedades, y actúan como reservorio, vectores y transmisores de enfermedades bacterianas, virales y parasitarias, muchas de las cuales aún no han sido erradicadas del mundo (Cuadro 1), constituyendo un problema importante de salud pública (Acha y Szyfres, 2003).

Estos animales pueden transmitir enfermedades ya sea de forma directa, por contacto con heces, orina y saliva de roedores, o se puede dar la transmisión de forma indirecta, mediante las picaduras de roedores, a través de la picadura de garrapatas, ácaros o pulgas que se han alimentado de un roedor infectado (CDC, 2017).

Entre algunas enfermedades transmitido por las ratas están las tipo bacteriana (*Yersinia pestis*, *Salmonella thyphimuriu*, *Salmonella enteritidis*, *Leptospira spp.*,

Rickettsia typhi, *R. akari*, *Streptobacillus moniliformis* y *Francisella tularensis*) y enfermedades virales, (arenavirus, hantavirus, alphavirus, flavivirus, rhabdovirus)

Además puede ocasionar enfermedades parasitarias como la triquina (transmitida por *Trichinella spiralis*), la meningitis eosinofílica (*Angiostrongylus cantonensis*) y la teniasis transmitida por *Hymenolepis* especie nana o diminuta. (Núñez y Cisterna, 1991; Priotto *et al.*, 2003; MINSA y OPS, 2012).

- ***Relación con Enfermedades de Transmisión Alimentaria (ETAs)***

Se ha informado que los roedores son reservorios de diferentes serotipos de *Salmonella* spp. y *Campylobacter* spp. los cuales han sido implicados en la contaminación de alimentos y transmisión de enfermedad a los animales de granjas ganaderas y el hombre (Nkogwe *et al.*, 2011).

La campilobacteriosis es una enfermedad es autolimitante y está implicada en las presentación de diarreas de tipo inflamatoria, y el cuadro puede variar de asintomático a enterocolitis graves, comenzando con fiebre y malestar general, siguiendo al cabo de 24 horas con náuseas, vómitos, diarrea y dolor abdominal, tornándose en diarreas profusas, acuosas, y con rastros de sangre (Nkogwe *et al.*, 2011).

La infección por *Salmonella* se asocia a cinco síndromes clínicos: a) gastroenteritis (cerca del 75 % de las infecciones); b) bacteriemia con o sin afectación gastrointestinal (10% de los casos); c) fiebre “entérica” tifoidea (cepas tifoideas y aproximadamente un 8 % de otras infecciones por *Salmonella*); d) infecciones localizadas en huesos, articulaciones y meninges (5 %), y e) un estado de portador asintomático en la vesícula biliar (Hernández *et al.*, 2011).

Cuadro 1. Enfermedades más comunes transmitidas por la Rata

Enfermedades parasitarias	<ul style="list-style-type: none"> - Triquinosis (<i>Trichinella spiralis</i>), - Tifus murino (<i>Rickettsia typhi</i>), Ricketsiosis vesiculosa (<i>R. akari</i>), - Fiebre maculosa de las Montañas rocosas (<i>R. rickettsii</i>) - Meningitis eosinofílica (<i>Angyostrongilus cantonensis</i>) - Teniasis (<i>Hymenolep nana</i>, <i>H. diminuta</i>)
Enfermedades bacterianas	<ul style="list-style-type: none"> - Leptospirosis (<i>Leptospira spp.</i>), - Peste bubónica (<i>Yersinia pestis</i>) - Salmonelosis (<i>Salmonella Typhimurium</i>; <i>S. enteritidis</i>) - Fiebre por mordedura roedores (rata) (<i>Spirillum minus</i>, <i>Streptobacillus moniliformis</i>) - Tularemia (<i>Francisella tularensis</i>).
Enfermedades virales	<ul style="list-style-type: none"> - Rabia (Rhabdovirus) - Coriomeningitis linfocítica (Arenavirus), - Síndrome pulmonar hemorrágico (Hantavirus) - Fiebre hemorrágica (Arenavirus) - Encefalitis quina venezolana (Alphavirus) - Encefalitis de Powasan (Flavivirus)

Fuente: Núñez y Cisterna, 1991; Priotto *et al.*, 2003; MINSA y OPS, 2012

4. GIARDIA

4.1 AGENTE ETIOLÓGICO

La Giardia es un organismo unicelular, taxonómicamente clasificado como un protozoo móvil (flagelado), con capacidad de afectar el tracto gastrointestinal de una alta gran variedad de mamíferos, tales como; humanos, animales de granja, domésticos y de vida libre (Appelbe *et al.*, 2005; Thompson y Monis, 2004).

Faubert en el 2000 reportó en relación a la Giardia que “la primera descripción data de 1681, época en que por Antonie Van Leeuwenhoek, realizó investigaciones en un microscopio rudimentario, de sus propias heces y observó pequeñas formas a las que denominó *animáculos*, este estudio no fue tomado en cuenta y hasta el año 1859, en que el doctor Vilem Dusan Fedorovic Lambl, de origen checo realizó la primera descripción morfológica de este parásito”.

Una vez que el parásito logra infectar al hospedador se transforma en una enfermedad autolimitante conocida como Giardiasis, la cual se caracteriza por generar diarreas, calambres, distensión abdominal y pérdida de peso (Feng y Xiao, 2011).

4.2 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Según la clasificación de Linneo, *Giardia* spp. es clasificada taxonómicamente así (Vásquez y Campos, 2009):

“Reino: Protista

Phylum: Sarcomasigophora

Subphylum: Mastigophora

Clase: Zoomastigophorea

Orden: Diplomonadida

Suborden: Diplomonadina

Familia: Hexamitidae

Género: Giardia”

Las especies del género *Giardia* se clasifican sobre la base de criterios taxonómicos, tales como morfología celular y especificidad del hospedador (Cuadro 2). Afecta una gran cantidad de seres vivo tales como mamíferos, anfibios y aves.

La clasificación más aceptada la inicio Filice (1952), mediante microscopia, halló tres especies según el hospedero que afectaba: *G. agilis* en anfibios (sapos y ranas), *G. muris* en roedores (ratas, ratones, hurones) y *G. lamblia* en mamíferos y aves. Posteriormente, *G. lamblia* se dividió en genotipos sobre la base de las diferencias encontradas en el nivel ultraestructural y molecular, además se halló las especies *G. microti* (roedores), *G. psittaci* (aves psitácidas) y *G. ardeae* (garzas) (Adam, 2001).

La especie *G. lamblia* o *duodenalis*, es aquella con mayor rango de hospedador y de mayor importancia en salud pública (Feng y Xiao, 2011).

Cuadro 2. Según Feng y Xiao en 2011: “Especies de *Giardia* spp. según hospedador biológico”

“Especies de <i>Giardia</i> spp.	Hospedadores
<i>G. duodenalis</i>	Humanos y algunos anfibios
<i>G. muris</i>	Roedores
<i>G. psittaci</i>	Aves
<i>G. ardae</i>	Aves
<i>G. agilis</i>	Anfibios
<i>G. microti</i>	Ratas y ratones almizcleras”

G. duodenalis es considerada una especie compleja en su identificación, pues muestra poca variación en su morfología, sin embargo estudios hechos a su material genético han permitido dividirlos en ocho genotipos (A- H) (Caccio *et al.*, 2008; Appelbe *et al.*, 2005) (Cuadro 3).

Siendo lo genotipos A y el B, aquellos que afectan a los seres humanos y animales, considerándolos zoonóticos, mientras que los seis restantes (C, D, E, F, G, Y,

H) son específicos del animal de acogida y no afecta al humano (Appelbe *et al.*, 2005, Thompson, 2008).

El genotipo A y B se dividen en subgrupos: AI, AII, AIII, BIII y BIV , y aunque se ha hecho estudios para ver si existe asociación entre los subgrupos específicos y los síntomas, se han obtenido resultados contradictorios y hasta la fecha no existe una correlación clara entre el ensamblaje y los síntomas (Ankarklev *et al.*, 2010).

Cuadro 3. Genotipos de *Giardia* spp. y su rango de hospedadores

Genotipos	Hospedadores afectados
<i>A</i>	Hombre, primates, animales de granja , caninos, felinos, roedores pequeños
<i>B</i>	Hombre, primates, caninos
<i>C,D</i>	Caninos
<i>E</i>	Animales ungulados. Vacunos
<i>F</i>	Felinos
<i>G</i>	Roedores (ratas)

(Fuente: Thompson, 2008)

Estudios hechos han permitido identificar a cepas de *Giardia duodenalis* genotipo AI, en el humano y algunos animales, y en el caso del genotipo AII sobretodo en el hombre, relacionándolo más con afecciones (Ankarklev *et al.*, 2010).

Thompson y Monis, 2004; Xiao y Fayer, 2008 reportaron en relación a los genotipos C y D que “en el caso de los genotipos C y D, se halló afectando a caninos domésticos, el genotipo E en animales de granja como: bovinos, ovinos, cerdos y algunos ungulados, los genotipos F y G en felinos domésticos y roedores (ratas, ratones, hurones, entre otros) respectivamente”.

4.3 MORFOLOGÍA

Este protozoario adopta dos aspectos morfológicos, según su estadio biológico: trofozoito y quiste (Bowman, 2004).

- ***Trofozoito***

Este estado es la forma activa y de replicación, esta forma se encuentra cuando está en el sistema gastrointestinal (luz del intestino) de su hospedador. Adopta una forma de pera invertida, presenta dos regiones: dorsal (libre) y convexa (adherencia a superficie) y dos axostilos centrales (esqueleto). La región ventral es la de adherencia a superficie y es cóncava, a este nivel se encuentra su disco de succión, el cual le permite unirse o enlazarse a la mucosa intestinal del hospedador. Presenta dimensiones de entre $12 \text{ a } 15 \times 6 \text{ a } 8 \mu\text{m}$, es muy frágil al medioambiente (Bowman, 2004).

Presenta 4 pares de flagelos, distribuidos así: antero lateral, posterolateral, ventral y central, los cuales son usados como medio de locomoción, permiten su desplazamiento el cual es a modo de caída de hoja y de forma irregular. La actividad enzimática y de transcripción está dada por dos núcleos, Además posee 2 cuerpos medios que permite la clasificación morfológica de *Giardia*.

El trofozoito está adaptado para absorber sus nutrientes mediante endocitosis, tiene organelos celulares, tales como el aparato de Golgi, lisosomas y ribosomas, encargados de la actividad transcripcional y observados durante el enquistamiento, mediante microscopía electrónica aun no se identifica la presencia de mitocondrias y retículo liso, sin embargo estudios han identificado diversas proteínas mitocondriales y estructuras similares a la mitocondria que se las ha denominado mitosomas, cuya aparente función es obtener energía mediante oxidación (Adam, 2001; Ankarklev *et al.*, 2010).

En su estructura molecular, a nivel de membrana proteínas especiales, llamadas proteínas de superficie o proteínas variantes de superficie o VSP. Estas estructuras son proteínas con alto contenido de cisteína y tienen pesos moleculares que varían entre 50 y 200 kDa. Son reconocidos como antígenos de superficie y tienen una variabilidad y mutación cada 6 a 13 generaciones. Este tipo de variación permite pueda afectar muchas especies, además de perpetuarse en el tiempo (Molina *et al.*, 2008, Ankarklev *et al.*, 2010).

- **Quiste**

Esta es la forma de sobrevivencia en el medio externo, tiene una estructura que le permite resistir y transmitirse al nuevo huésped y probablemente representa una forma de adaptación ancestral a ambientes adversos. De esta forma es inactiva, es decir no genera enfermedad (Adam, 2001).

Se ha determinado mediante técnica de microscopia que es de forma oval redondeada, y presenta medidas que varían de ente 10-15x5-8 μm , además que en el cuerpo se visualiza de 2 a 4 núcleos. A nivel del citoplasma se observa axostilo y flagelos, presenta también organelas tales como: vacuolas, ribosomas y fragmentos del disco ventral, Estas estructuras están acomodadas de forma caótica dentro del quiste (Adam, 2001; Ankarklev *et al.*, 2010).

Posee una pared quística filamentosa externa y una región membranosa interna. Las medidas de región externa son de 0.3 a 0.5 μm de espesor, y su composición es de carbohidratos y proteínas en su mayoría. La N-acetilgalactosamina es encontrada en su estructura y tolera un rango de 6.4-7.4 pH (Molina *et al.*, 2008).

Se ha demostrado que los quiste de *Giardia duodenalis*, pueden sobrevivir a temperaturas bajas, de tal forma que existe una viabilidad más duradera a 10°C, es intermedia entre 20 a 25°C y a 35°C ya no son encontrados quistes viables tras 5 días de exposición (Castellón *et al.*, 1992).

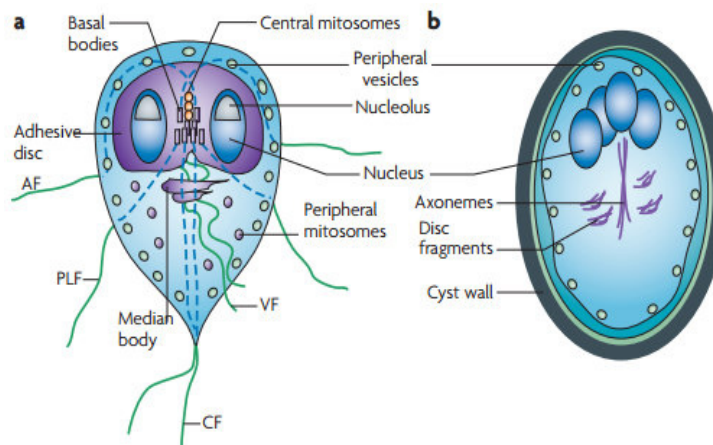


Figura 4. Morfología del trofozoito (a) y quiste (b) de *Giardia* spp.

(Tomado de: www.elsevier.com)

4.4 CICLO BIOLÓGICO

El ciclo de vida de *Giardia* spp. es simple y directo y tiene una duración de 4 a 5 días. Implica dos etapas principales, la fase trofozoito, que es la fase replicativa, y la fase quística, que es la etapa infectiva, estos dos estadios permiten su sobrevivencia en desfavorables (Cordero del Campillo *et al.*, 1999).

La infección se da por la transmisión fecal-oral mediante la ingestión de quistes de *Giardia sp.* los cuales pueden estar presentes en alimentos o agua contaminados.

Al paso del quiste por el estómago, se da el desenquistamiento, que consiste en el reblandecimiento de la pared quística al ser expuesto a un medio severamente ácido (pH 2), por acción de los jugos gástricos y enzimas hidrolíticas pancreáticas, lo que genera la ruptura de la pared y la rápida diferenciación de los quistes en trofozoitos vegetativos o excizoito de corta vida, siendo este diferente del trofozoito en el sentido de que no posee adhesividad y contiene cuatro núcleos tetraploides (Ankarklev *et al.*, 2010).

Este excizoito se divide a nivel del duodeno dos veces, sin replicación del ADN, dando lugar a cuatro trofozoitos que contienen dos núcleos diploides cada uno (Ankarklev *et al.*, 2010).

La división de trofozoitos son por fisión binaria, terminado el proceso, se localiza en el intestino delgado (duodeno y yeyuno), donde se fija a la mucosa mediante su disco succionador. Este lugar presenta un pH alcalino, el cual favorece su crecimiento y colonización, ocasionando irritación y aplanamiento de las vellosidades intestinales, y la generación de una barrera mecánica que impide la absorción de grasas y vitaminas liposolubles, transporte de monosacáridos y aminoácidos, manifestándose los cuadros diarreicos (Rivera *et al.*, 2002).

Si bien la localización de este parásito es en intestino, se ha visto que puede migrar y encontrarlo a nivel de vesícula biliar, ocasionando cuadros de colecistitis. La patogénesis de la giardiasis biliar implica el acceso del trofozoito activo a la vía biliar a través de la ampolla de Vater, seguido de su unión a la pared del conductor biliar (Araki *et al.*, 2017).

Por lo general se halla al trofozoito en el lumen intestinal unido por su ventosa, ya sea en grupo o solitario, sin embargo estudios histopatológicos, lo han hallado a nivel de submucosa o glándulas intestinales (Gardner *et al.*, 2001).

Finalmente el ciclo se completa con el enquistamiento que es la activación de los quistes resistentes, se inicia con la retracción de flagelos y el rodeo de la pared quística. Este proceso se da por lo general en las porciones bajas del íleon y en respuesta a las condiciones dadas por los ácidos biliares que se vierten.

En el proceso de enquistamiento de *Giardia sp.* se distingue cuatro fases: a- Inducción y transducción, b-Expresión diferencia de genes estadios específicos, c- Síntesis y transportes de los componentes de pared del quiste y d- Ensamblaje de la pared celular (Rivera *et al.*, 2002).

Los quistes son liberados en la materia fecal por el huésped y permanecen en estado de latencia en el medio ambiente, teniendo una baja actividad fisiológica. Estos son inmediatamente infecciosos cuando se excretan, y son notablemente estables por la resistencia de su pared quística a condiciones del medio externo, pudiendo sobrevivir durante semanas o meses, ante variaciones drásticas de pH y de tipo osmótico. Cuando los quistes son ingeridos por un huésped, se reinicia el ciclo (Bazán *et al.*, 2008, Ankarklev *et al.*, 2010).

Por lo general al hacer estudios coproparasitologico, se hallan la forma de resistencia, el quiste, sin embargo en cuadros de gastroenteritis severas es posible se elimine el trofozoito. Cuando este se elimina su supervivencia es mínima y se desintegra rápidamente, al no haber un medio propicio para su supervivencia (Hinojosa, 2005).

En caso se llegue a ingerir trofozitos (por contacto con heces contaminadas), este estadio puede pasarla barrera gástrica y volver a fijarse al intestino, continuando su desarrollo. Al evaluar la cantidad de quistes eliminadas por una persona enferma en el lapso de un día, se ha estimado que llega a un total de 900 millones, pudiendo ser intermitente (Acha y Szyfres, 2003).

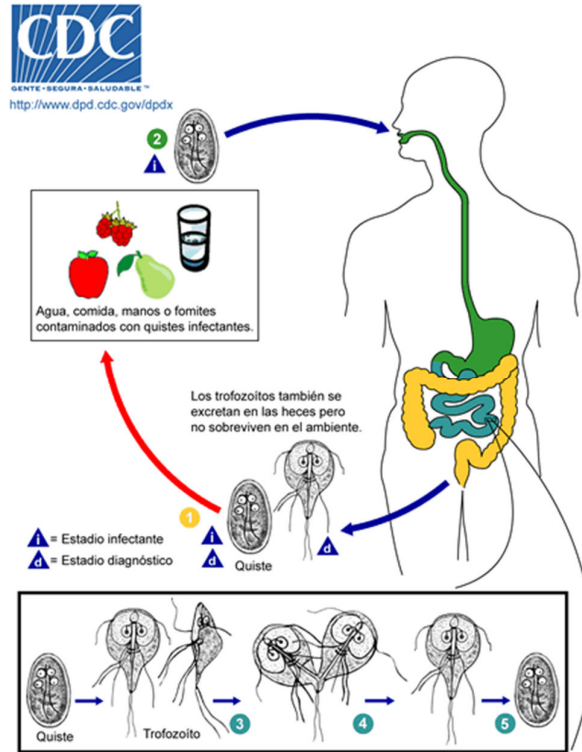


Figura 5. Ciclo Biológico de *Giardia* spp.

(Tomado: www.mcdinternational.org)

4.5 EPIDEMIOLOGÍA

La giardiasis es una enfermedad infecciosa relacionada muchas veces con los viajes, las enfermedades de transmisión alimentaria y las infecciones oportunistas. El número de pacientes con giardiasis es comparativamente alto en los países en desarrollo, sin embargo, la enfermedad se presenta en todo el mundo.

Entre las condiciones que favorecen el contagio de la enfermedad están los malos hábitos de higiene, tales como: tomar agua sin hervir, consumir alimentos sin lavar o mal lavados, contacto con animales (perros, gatos en el hogar), presencia de moscas en el ambiente, alimentarse en un ambiente altamente cargado de contaminación (cerca a baños, basurales, etc.), incrementan el riesgo de infección (Thompson, 2008; Mata *et al.*, 2016).

Una forma importante de contagio es la vía hídrica, el cual se produce cuando estas son contaminadas por aguas servidas, y afectan a pozos de agua potable, ríos, lagunas u otras fuente de agua recreacional. Esta es la forma en que se han dado epidemias en diversos países del mundo, por consumo directo o indirecto de agua contaminada con quistes de *Giardia* spp (Thompson, 2008).

En una revisión se informó que de los 199 brotes publicados causadas por protozoos durante el periodo 2004-2010, 70 (35%) fueron causadas por *Giardia* spp. (Baldursson y Karanis de 2011).

- **Epidemiología en animales domésticos y silvestres**

La giardiasis puede afectar a un gran número de animales entre domésticos y silvestres, pero poco frecuente en equinos y suinos. Si bien afecta a una gran variedad de animales, no todos generan enfermedad y por tanto cursan con cuadros asintomáticas, y los más afectados de forma más frecuentes son los animales jóvenes e inmunodeprimidos (Thompson, 2013).

Se ha encontrado prevalencias variable entre especies en animales adultos y jóvenes, tal es así que se ha hallado afectación en cachorros de canino de entre un 20 a 35%, en gatitos de un 10 a 15%, en potrillos del 17 a 32%, en terneros del 5 a 90%, en corderos del 6 a 80% y en cerdos del 7 a 44% (Barr, 2000) (Cuadro 4).

En estudios realizados en perros de países de América latina se ha obtenido diversos resultados con altas prevalencias: Pantoja (2014) en Colombia halló un 45%, mientras Carbajal (2015) en México obtuvo un 67%.

En lo que respecta a animales silvestres se hicieron estudios para determinar la presencia de *Giardia* en lugares de internamiento animal como los zoológicos, por ejemplo en Brasil (ciudad Recife), se realizó exámenes coproparasitológico en primates y se halló que el 6.9% estaba afectado (2 animales de 29 muestreados) (Figueiroa *et al.*, 2001).

Además se encontró que no es necesario presencia de signos clínicos para la diseminación de *Giardia* spp. ya que en otro zoológico de Brasil se estudió heces de 28 monos (*Alouatta clamitans*) aparentemente sanos, usando técnicas coproparasitológico y PCR detectando *Giardia duodenalis* genotipo A1 (Volotao *et al.*, 2008).

Es también de importancia considerar el rol de los castores y ratas almizcleras, ya que estudios han demostrado que es una población con alta prevalencia de *Giardia* spp. por lo que se deben considerar como fuente de contagio y diseminación en agua, bosque, jardines (Xiao y Fayer, 2008).

En aquellos estudios hechos en animales en cautiverio *donde se* detectó los subensamblaje potencialmente zoonóticas, se cree puede ser debido al estrecho contacto que tienes los animales en cautividad y sus cuidadores, por lo que la interacción hombre-animales es un factor de riesgo en el contagio de este parasito (Feng y Xiao, 2011).

Cuadro 4. Resultados de estudios prevalencias de *Giardia* spp. en animales

		Prevalencia	Autor /Año
Hombre		1- 60%	Rivera <i>et al.</i> ,2002, Lujan, 2006
Animales domésticos	Perro	45%	Pantoja, 20013 (Colombia)
		67%	Carbajal, 2015 (México)
		15.2%	Bouزيد <i>et al.</i> , 2015
		20-35%	Barr, 2000
	Gato	12%	Bouزيد <i>et al.</i> , 2015
		10-15%	Barr, 2000
Animales Silvestres	Primates	6.9%	Figueiroa, 2001
		100%	Volotao, 2008

- **Epidemiología en el hombre**

En el hombre existen diferentes rangos de prevalencia, las cuales varían según la localización, teniendo que en países industrializados puede haber una media del 2 al 5% de su población afectada, mientras que en países en vías de desarrollo pueden sobrepasar del 20 a 30% de población afectada. En caso de países subdesarrollados, puede llegar incluso al 60% de afectados. La población humana vulnerable y mayormente afectada con *Giardia* spp. son los grupos de niños de entre 1 a 4 años de

vida (países subdesarrollados), y adultos de entre 20 a 40 años (edad fértil y de migración) (Rivera *et al.*, 2002, Lujan, 2006).

La mayoría de los brotes de giardiasis se han relacionado con el consumo de agua potable contaminada, registrándose en Estados Unidos durante los años sesenta los primeros brotes a través del agua, en los estados de Colorado, Utah, Oregon, Vermont, Washington y Portland, presentándose en este último estado un total de 50,000 casos. Otros países que se han visto afectados por brotes masivos han sido Japón, Rusia y Canadá (Vásquez y Campos, 2009).

Budu-Amoako *et al.* en el 2012 encontraron que : “el 64% de los brotes reportados, ocurrieron por contaminación del agua potable con agua negra, filtradas en tuberías de agua doméstica. Por ejemplo en Estados Unidos y Canada se encontró que el 81% de depósitos de agua de reserva tenían quistes de *Giardia spp*”.

Asi mismo, Smith *et al* en el 2007, señalaron que: “la transmisión mediante alimentos se ha reportado en restaurantes, hospitales psiquiátricos, casas de reposo e iglesias, ocasionado por comer alimentos no cocidos (ensaladas, vegetales, frutas) y con fallas en su manipulación (no lavados, insuficiente cocción)”.

4.6 POTENCIAL ZOONÓTICO

Al presentar una gran variedad de hospedadores *Giardia duodenalis*, es posible que algunos animales puedan presentar genotipos que afecten al hombre (zoonóticos), tales como genotipo A y B. Sin embargo debido que posee múltiples genotipos, morfológicamente idénticos se requieren métodos de detección sensible, poco accesibles en hospitales y laboratorios públicos (Feng y Xiao, 2011).

Diversas investigaciones hechas en animales y el hombre han detallado la posibilidad de transmisión de enfermedad, sin embargo no está del todo definido, por lo que es necesario mayores estudios en el ámbito epidemiológico (mayor tamaño muestral y con inclusión de diferentes localizaciones geográficas), haciendo uso de técnicas moleculares de identificación, clasificación y genotipificación de este parásito (Acha y Szyfres, 2003; Hunter y Thompson, 2005; Molina *et al.*, 2008)

La transmisión zoonótica entre el ganado y los seres humanos se ha propuesto en numerosos estudios (Uehlinger *et al.*, 2011 y Khan *et al.*, 2011). Un estudio hecho en la India, identificó el genotipo A1 en el ganado y en los trabajadores agrícolas lácteos procedentes de las mismas fincas. Este hallazgo del genotipo A1 de los trabajadores de granjas apoya la sugerencia de que la infección en los trabajadores agrícolas fue adquirida de forma zoonótica (Khan *et al.*, 2011). Además es también probable que se produzca la infección a través de la contaminación de las aguas superficiales destinadas, a la producción de agua potable (Feng y Xiao, 2011 y Budu-Amoako *et al.*, 2012).

4.7 DIAGNOSTICO

Para determinar si se está cursando con giardiasis, se podría basar en el examen clínico, sin embargo no es en todos los casos muestra signos patognomónicos, como la presentación de diarreas y síndrome de mala absorción, es por ellos que el medio más eficaz para el diagnóstico de la giardiasis es el hallazgo de quistes o trofozoitos en las heces, por medio de técnicas coproparasitológicas y/o la detección de antígenos, y análisis genético.

a. Evaluación microscópica

Es un método rápido, fácil y económico, que se basa en el uso de detección de quistes y/o trofozoitos en heces, observados al microscopio, la sensibilidad va a depender del número de muestras evaluadas, la carga parasitaria y la experiencia del operador. Es una técnica considerada como referente para la detección de *Giardia* spp.

Bowman, 2004: “El procesamiento de las muestras puede hacerse de forma directa (con heces frescas) o con un tratamiento previo, ya sea en heces frescas o conservadas en diversos medios (formol 10%, alcohol polivinílico o PVA o mertiolato yodo formalaldehído o MYF), usando técnicas de concentración, tales como la técnica de Faust, Ritchie, en heces no conservadas o conservadas (formol 10%, alcohol polivinílico o mertiolato-yodo-formaldehído MYF). Siendo la desventaja de los métodos de concentración que estos se encogen y se distorsionan con azúcar y otros medios de flotación”.

El microscopio de contraste de fases es muy útil para identificar trofozoitos y quistes de *Giardia*. Si no se dispone de microscopio de contraste de fases se puede

añadir una gota de solución de yodo de lugol en el extremo del cubre, lo que teñirá los trofozoitos y quistes, facilitando así su identificación (Bowman, 2004).

El uso de técnicas de concentración, en muestras seriadas (por 3 días consecutivos como mínimo), aumenta la posibilidad de encontrar *Giardia* spp., incrementando su sensibilidad hasta un 70%. Es recomendable el examen coproparasitológico continuo por un periodo de un mes, en pacientes con la enfermedad, en estos casos es posible incluso llegar a una sensibilidad del 97% usando microscopia (Levine *et al.*, 2004).

Si bien el hallar alguna forma parasitaria de *Giardia* spp. confirma un diagnóstico, el hecho de no encontrarlo no descarta la presencia de este, por ello es recomendable el uso de técnicas adicionales ((Bowman, 2004).

b. Detección de antígeno

En vista que la microscopia no tenía una alta sensibilidad y se necesitan resultados pronto, se buscó detectar presencia del parásito mediante la detección e respuesta humoral, es decir mediante la detección de antígenos. Es así que se desarrollaron técnicas como el ELISA (ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas) y la de inmunocromatografía, cuyos valores pueden sobrepasar los 90% en sensibilidad y especificidad (Calchi *et al.*, 2014).

– Método de ELISA

Es una prueba rápida y de fácil acceso, su uso va dirigido tanto para animales sanos, enfermos o sospechosos. Su mejor uso es en animales sanos, ya que permite mejorar el manejo sanitario de los hatos, rebaños, etc. Esto porque llega a tener una sensibilidad mayor al 90% y una especificidad total (100%), a diferencia de otras técnicas coproparasitológicas (Botero, 2005).

En medicina veterinaria diversas compañías han puesto al mercado test de detección rápida cuya especificidad supera el 99% y la sensibilidad muestra variación de entre 88.6% y 100% (Alcaraz, 2001). Por ejemplo la compañía IDEXX ha presentado el test de descartar rápido “SNAP Giardia” usado en animales menores (caninos y felinos), que detecta antígenos de este parásito, haciendo uso de heces de

estos animales, llega, según Labarthe *et al.*, 2008 a “tener una sensibilidad del 95% y una especificidad del 99%”.

Método de Inmunofluorescencia Directa

Esta técnica permite la identificación de quistes de Giardia en heces, mediante el uso de anticuerpos monoclonales con fluorescencia, En humanos llega a tener una sensibilidad absoluta (100%), y una especificidad del 99.8%. Su uso es a nivel de investigación, ya que son técnicas costosas por requerir equipos muy sofisticados, haciendo su uso impráctico en el ámbito clínico (Barr, 2000).

– *Inmunocromatografía*

Es una técnica moderna, rápida y sencilla, se basa en la detección *in vitro* de antígenos de giardia. El Laboratorio Coris, ha desarrollado el Giardia-strip el cual consiste en “un test de uso comercial para la detección de quistes de Giardia en muestras fecales con una sensibilidad de 91.6% y especificidad de 86.9%, emplea una membrana o tira de nitrocelulosa sensibilizada con anticuerpos anti-Giardia”.

– *PCR (Polymerase Chain Reaction)*

Esta técnica es usada en el reconocimiento de especies de difícil diferenciación, se basa en la genotipificación, y permite la diferenciación y clasificación taxonómica. Su aplicación es usada en el campo de la investigación y epidemiología (Alcaraz, 2001).

Los genes usados en esta prueba, por lo general son: el gen *tpi* (triosa fosfato), la subunidad 18S del ADN ribosomal, la enzima *gdh* (glutamato deshidrogenasa), *βgiardin* (beta giardin) (Sulaiman *et al.*, 2003; Caccio *et al.*, 2008)

A comparación de otras técnicas de identificación (microscopía óptica, ELISA), el PCR ha demostrado una mayor sensibilidad. Al usar la técnica de PCR anidada (usando IGSr del ARN ribosomal), llega a tener una sensibilidad superior a una prueba de ELISA .

4.8 TRATAMIENTO

Los protocolos de tratamiento recomiendan que los pacientes reciban medicación si se encuentra el parásito *Giardia sp.*, independiente de la presencia o ausencia de síntomas agudos. Sin embargo algunos investigadores cuestionan dicho protocolo pues las personas infectadas en áreas endémicas están en alto grado de reinfección, que puede llegar incluso a un 90% (Solaymani-Mohammadi y Singer, 2010).

a. Tratamiento en el Hombre

En el hombre los antibióticos utilizados para el tratamiento de la giardiasis son los 5-nitroimidazoles, que incluyen metronidazol, tinidazol, secnidazol y ornidazol, siendo el metronidazol el más común, sin embargo otros compuestos también han sido probado tales como el albendazol, mebendazol, furazolidona y quinacrina, siendo esta última ya no prescrita por los efectos secundarios en algunos pacientes, tales como psicosis y anemia hemolítica por deficiencia de la enzima glucosa-6-fosfato deshidrogenasa. (Gardner, 2001, Pasupaleti *et al.*, 2014).

El metronidazol actúa sobre la estructura helicoidal del ADN del parásito, mediante la enzima piruvato ferredoxin oxidoreductasa, el que ocasiona ruptura de sus hebras y disociación de las cadenas de ADN, obteniendo por tanto muerte de la forma activa (trofozoito). Este paso se da al generar acumulación de radicales libres por inhibición de la respiración del trofozoito (Pasupaleti *et al.*, 2014).

La posología de este fármaco es de 15-20 mg/kg por día en tomas de cada 8 horas, una semana. Entre los efectos secundarios esta provocar cefalea, náuseas, vértigo, diarrea, sabor metálico (Vásquez, 2001, Ortiz *et al.*, 2001).

Otro medicamento usado es el tinidazol, su administración es de 30-50mg/kg día, en 1-2 tomas. Otro fármaco usado en medicina humana es la furazolidona, se administra a dosis de 7 mg/kg tres veces al día por una semana, no genera efectos adversos. Una alternativa es el “secnidazol a dosis de 30 mg/kg, que puede ser administrado a dosis única” (Vásquez, 2001).

El albendazol es un antiparasitario de la familia de benzimidazoles, usado ampliamente para el tratamiento de parásitos helmintos, incluyendo anquilostomas,

Áscaris lumbricoides, *Trichuris trichuria*, *Echinococcus sp.* y *Taenia sp.* (Gardner, 2001).

Su mecanismo de acción sobre *Giardia sp.* se da por la interacción con la tubulina de su citoesqueleto. Por lo general se administra como una dosis única de 400mg/día durante de 3-5 días, y tiene como efectos adversos el dolor abdominal y la presencia de heces blandas. Se ha planteado su uso para el tratamiento de control masivo en campañas de control de helmintos, ya que la mayoría de pacientes con *Giardia*, probablemente estén coinfectados con otros agentes parasitarios (Solaymani-Mohammadi y Singer, 2010).

Una revisión sobre uso de medicamentos usados en Giardiasis, realizado por Granados *et al.*, en el 2012, indican que el albendazol puede tener una eficacia similar al metronidazol en el tratamiento de la giardiasis, con la ventaja de tener menos efectos adversos tales como anorexia y sabor metálico y la ventaja de un régimen simplificado de administración.

b. Tratamiento en Animales

En el caso de animales, los perros se pueden tratar con albendazol (Barr *et al.*, 1998, Zajac *et al.*, 1998). Es un tratamiento rápido, económico, de bajos efectos, el protocolo que se emplea es administrar albendazol 25 mg/kg, dos veces día por 4 días consecutivos, permite la eliminación y desimanación de las formas infectivas (quistes) (Barr *et al.*, 1998).

Otra alternativa es caninos y felinos es la administración de fenbendazol a dosis de 50 mg/kg, cada 24 horas por 3-5 días consecutivos(de acuerdo al protocolo de cada zona), pudiendo extenderse hasta cesar signos clínicos o tener resultados negativos de excreción en exámenes coproparasitologicos, países de Europa restringen solo su uso en la especie felina (ESCCAP, 2013).

Una alternativa en el control de giardiasis y otros parásitos (nematodos y tenias), es el uso de multidroga tales como febantel(15mg/kg), pirantel(14.4mg/kg) y praziquantel (5mg/kg), cada 24 horas por 3 días consecutivos. Este protocolo es usado, en la mayoría de países, a excepción de algunos países de la comunidad europea ((ESCCAP, 2013).

El uso de metronidazol se ha probado también en caninos y felinos a dosis de 25mg/kg, cada 12 horas por 5 días consecutivos. Dentro de la medicación alternativa en felinos es el uso de febantel, albendazol o febendazol (ESCCAP, 2013, Bowman, 2004).

En terneros se ha usado fenbendazol y albendazol, teniendo éxito con diferentes protocolos para el control de la giardiasis (Xiao *et al.*, 1996). En el caso de febendazol todos los tratamientos con una dosis única de 10mg, 10 o 20 mg diarios durante tres días o 0.833 mg diarios durante seis días fueron eficaces. El albendazol a una dosis de 20 mg diarios durante tres días fue eficaz.

Para tratar la giardiasis en los periquitos tres dosis de dimetridazol a 1.5mg/30gg de peso a intervalos de 12 horas por sonda gástrica fueron más eficaces que la administración a las aves de agua de bebida con 200ppm de este producto durante cinco días (Scholtens *et al.*, 1982).

4.9 PREVENCIÓN Y MEDIDAS DE CONTROL

Barr en el 2000 y Cordero del Campillo *et al.* en 1999 señalaron que: “Las medidas preventivas van enfocadas en controlar la diseminación de las formas infectivas de *Giardia* spp. (quistes), por lo que esto va relacionado directamente con protocolos de saneamiento ambiental, manejo y eliminación de excretas, aguas servidas, control de residuos de desecho, entre otros”.

Pieza importante en el manejo y control de diseminación de este parásito es el educar en hábitos de higiene a la población, mediante técnicas que controlen la infección y reinfección. Entre las pautas que se debe brindar a la población están (Cordero del Campillo *et al.*, 1999):

Ingerir solo agua potable y hervida (no de ríos, manantiales, pozos). Se recomienda tomar agua de productos embotellados, hervidos (1 a 10 minutos al fuego), tratado químicamente con cloro o tintura de yodo 2%.

Hacer uso de servicios higiénicos, hacer pozos o usar silos, para evitar aumentar carga parasitaria del medio ambiente.

- Seguir medidas básicas como lavarse muy bien las manos (abundante agua y antisépticos), previo a la manipulación de alimentos, y actividades de aseo (ir al baño, cambio de pañales, limpieza de baños, de excretas de animales)
- Lavar bien alimentos no cocidos tales como frutas y vegetales
- Mantener en cuarentena a personas diagnosticadas con *Giardia* spp. (evitar playa, piscinas, lagos, mínimo dos semanas hasta haber cesado signos clínicos)
- En casa y albergues donde haya caninos y felinos, desparasitación frecuente que incluya tratamiento contra *Giardia* spp. En caso de Animales enfermos, tratarlos y poner en cuarentena.
- Realizar exámenes coproparasitológico, para descartar presencia de quistes en animales domésticos y de granja.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

1. Lugar de estudio y animales

El lugar donde se llevó a cabo la recolección de especímenes fue “el parque zoológico Parque de las Leyendas, ubicada en el distrito de San Miguel(Lima-Perú)”, con un tiempo de muestreo que abarco desde febrero del 2013 hasta agosto del 2016

Fueron atrapados 127 roedores del genero *Rattus rattus* y *Rattus norvegicus*) usando trampas de captura viva “Tomahawk”, se uso cebos a base de comida , tales como choclos frescos, zapallo y sus semillas, carne y grasa molida, tomate picado, y aromatizadores de vainilla.. Las trampas fueron ubicadas en diferentes áreas del zoológico (costa, sierra, selva y hospital veterinario).

Luego de la captura, se realizó el sexaje e identificación del género y especie, mediante el registró de parámetros morfométricos (peso, longitud de cola, patas, orejas y corporal total,).

Franssen et al., 2016 y Kataranovsky *et al.* 1994: “Respecto a la edad se consideró dos categorías: juvenil-subadulto y adulto, donde el género *Rattus rattus* fueron clasificados como adultos, cuando mostraron pesos mayores de 130g; mientras que en el caso de los *Rattus norvegicus* cuando presentaban un peso mayor de 200g”. Así mismo, se emplearon indicadores característicos de madurez sexual (Cuadro 5), como son la presencia de testículo escrotal en machos y útero grávido o desarrollado en hembras.

Cuadro 5. Cuadro de identificación de especies *R. norvegicus* y *R. rattus*

		<i>Rattus norvegicus</i>	<i>Rattus rattus</i>
Sexo	Hembra	Perforación vaginal/útero grávido	
	Macho	Testículo escrotal	
Edad	Juvenil-subadulto	Peso<200gr	Peso<130gr
	Adulto	Peso>200gr	Peso>130gr
Identificación morfológica		<ul style="list-style-type: none"> • Ojos grandes y orejas puntiagudas • Cuerpo delgado • Cola más larga que cuerpo 	<ul style="list-style-type: none"> • Ojos y orejas pequeñas • Cuerpo robusto • Cola más corta que el cuerpo

2. Toma de muestras y manipulación de roedores

La manipulación y colección de muestras se realizó en ambientes destinados para el manejo de estos animales, los cuales fueron proporcionados por el zoológico “Parque de las Leyendas” y la Facultad de Medicina Veterinaria de la UNMSM.

Las medidas de bioseguridad se realizaron de acuerdo al protocolo establecido en por el CDC (“Centro de Enfermedades Infecciosas y Prevención de Atlanta”) (Mills *et al.* 1998).

Previo a la manipulación, los roedores fueron sedados con torundas de empapadas de cloroformo, para posteriormente ser anestesiados con ketamina (7.5 mg/kg) y tras algunas evaluaciones y toma de muestras ser sacrificados de pentobarbital sódico a sobredosis (60mg /kg) (Mills *et al.* 1998).

3. Evaluación coproparasitológica

Durante la necropsia se recolectaron muestras de contenido de la última porción del tracto digestivo, las cuales fueron conservadas en tubos falcón de 15ml conteniendo formaldehído al 10%, tras la toma de muestras, estas fueran llevadas para procesamiento y análisis mediante la técnica de Ritchie modificada, en la Facultad de

Medicina Veterinaria de la UNMSM, sección Microbiología. y Parasitología,
Laboratorio de Parasitología Animal

– ***Técnica de Ritchie modificado (Tantaleán, 2010)***

Esta es una técnica de concentración por sedimentación que permite la identificación de protozoos. La técnica convencional hace uso de éter cuyo objetivo es mejorar la visualización de formas parasitarias, al eliminar la mayor cantidad de detritus al desengrasarlas por medio del éter y formol., en este caso se sustituye el uso de éter por gasolina. Una ventaja de este método es que permite concentrar las formas parasitarias, sin causar alteraciones en su morfología, además de ser económica y rápida.

Procedimiento:

1.- Se toma con una cucharilla 1 gr. de la muestra de heces, y se coloca en un vaso de precipitado, adicional, se añade 10ml de cloruro de sodio, esta mezcla es homogenizada.

2.- Se procede a filtrar esta mezcla usando un tamiz de 60 um, El filtrado es recogido en un tubo de ensayo.

3.- El filtrado recogido se lleva a centrifugar, por 1 minuto a 2000 rpm.

4.- Tras el centrifugado, se decanta el sobrenadante, el sedimento es resuspendido con cloruro de sodio y se vuelve a llevar a centrifugar. Este proceso se repite hasta obtener un sobrenadante claro.

5.- Al sedimento limpio, se procede a adicionar y mezclar con 10 ml de formol al 10%, y se finaliza con la adición de 3ml de gasolina de 80 octanos.

6., Se coloca tapa al tubo con solución, se procede a agitar enérgicamente, y es llevado a centrifugación por 2 minutos a 1500 rpm.

7. Una vez centrifugado, se verá en el tubo la formación de 4 capas (Fig. 6), cada capa presenta un contenido diferente, de modo que en el fondo del tubo esta el sedimento con las formas parasitarias, luego sigue una capa de formol, que separa al

tapón de detritus (desechos) y una capa de una mezcla de formol y gasolina (que atrapa a la grasa de las heces).

8. Para obtener el sedimento se debe romper el tapón de detritus, bordeando su contorno con una aguja desechable hipodérmica, y de forma rápida eliminar el sobrenadante.

9. La evaluación del sedimento será usando una gota de este y una gota de lugol, sobre una laminilla, la cual será evaluada al microscopio.

Se hará uso de objetivos al 40X y 100X. La primera para identificar la presencia y la segunda para confirmar la estructura parasitaria. La presencia de 1 o más quistes de *Giardia* spp. Indicara que es una muestra positiva.

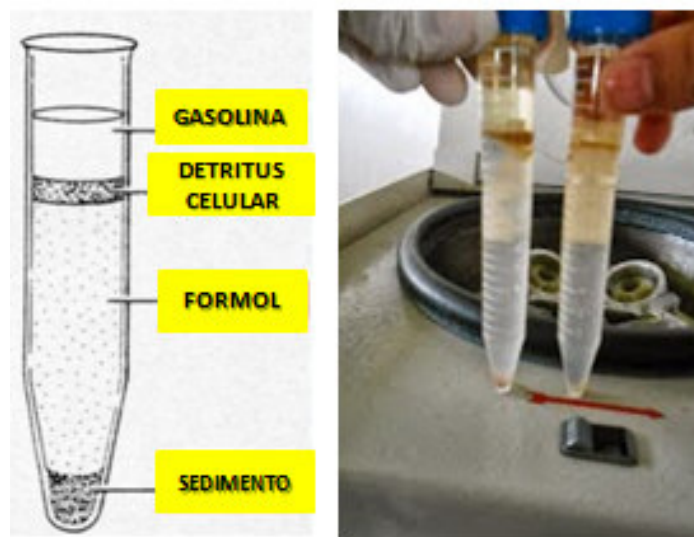


Figura 6. Formación de 4 capas tras procesamiento de muestra de heces mediante la Técnica de Ritchie

4. Análisis estadístico

Para este estudio se hizo uso del programa de estadística Stata v.12.0, se analizó mediante la fórmula de prevalencia, a un intervalo de confianza del 95%, expresado mediante porcentaje (Daniel, 2002) y para hallar asociación de presencia de *Giardia*

spp. y variables tales como especie, sexo y edad de los roedores, se uso la prueba de Chi cuadrado.

5. Consideraciones éticas

El estudio se hizo en lineamiento de las recomendaciones dada por el Comité de Ética para el Uso de Animales de Experimentación de la FMV-UNMSM (Expediente 2014-002).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

La prevalencia de *Giardia* spp. en roedores del género *Rattus* spp. procedentes de zoológico de Lima Metropolitana fue $5.5 \pm 0.04\%$ (IC 95%). Así mismo, se determinó un 2.1% para la especie *R. rattus* y 7.6% para *R. norvegicus* (Cuadro 6).

La asociación entre la frecuencia de *Giardia* spp. y cada una de las variables evaluadas (especie, sexo y edad) en el presente estudio, fueron analizadas mediante la prueba de Chi-cuadrado (cuadro 6), no encontrándose asociación significativa ($p > 0,05$)

A diferencia de los numerosos estudios coproparasitológicos realizados en roedores, los estudios en protozoos, son los menos reportados. A la fecha en nuestro medio, solo se cuenta con un estudio realizado por Ayulo y Dammert (1947) en *Rattus norvegicus*; quienes reportaron una prevalencia total de protozoarios intestinales de 465.5% y una prevalencia de *Giardia* spp del 6.2%. Así mismo, las investigaciones realizadas por Hancke *et al.*, (2011) en *R. norvegicus* en los suburbios de Buenos Aires, Argentina y por Zhao *et al.*, (2015) en granjas y sus zonas aledañas en China, determinaron prevalencias similares de 7.5 y 7.1%, respectivamente, para *Giardia* spp; siendo los únicos resultados similares con los obtenidos en nuestro estudio.

Cuadro 6. “Prevalencia (% \pm IC) de *Giardia* spp. y su relación entre el las variables especie, sexo y edad en ratas (*Rattus* spp.) de un zoológico de Lima, Perú (2017)”

CATEGORÍAS		TOTAL		
		Nº	Positivos	% \pm IC
Especies	<i>Rattus rattus</i>	48	1	2.1
	<i>Rattus norvegicus</i>	79	6	7.6
Sexo	Hembras	58	1	1.7
	Machos	69	6	8.7
Edad	Juvenil-subadulto	97	6	6.2
	Adulto	30	1	3.3
TOTAL		127	7	5.5 \pm 0.04

Distintos autores reportaron prevalencias más altas de *Giardia* spp. en roedores procedentes de diferentes ecosistemas, así Franjola *et al.*, (1995) determinó la presencia de *Giardia muris* (36.8%) en *Mus musculus* y *R. rattus* de la ciudad de Valdivia – Chile, Marino *et al.*, (1992) hallaron *Giardia intestinalis* en *R. rattus* (61%) y *M. musculus* (25.3%) capturados en Nueva Zelanda. Las investigaciones realizadas por Al-Bashan y Sabra (2012) en “*R. rattus* y *R. norvegicus*” de la localidad de Taif–Arabia Saudita y por Al Hindi y Abu-Haddaf (2013) en Gaza – Palestina en *R. rattus*, reportaron prevalencia similares (14.2 y 14.6%, respectivamente) para la presencia de *G. intestinalis*.

Así también, Backhans *et al.*, (2013) hallaron un 6% en *M. musculus* y 28% en *R. norvegicus* para la presencia de *Giardia* spp. en roedores de granjas porcinas, avícolas y áreas no agrícolas de Suecia. Mientras que Fernández-Álvarez *et al.*, (2013) reportaron la presencia de ooquistes de *Giardia* spp. de un 25.4% de roedores (*R. rattus*,

R. norvegicus y *M. musculus domesticus*) capturados en áreas suburbanas y rurales de las Islas Canarias, España.

La gran variabilidad de prevalencias reportadas en estudios precedentes demuestra la existencia de factores diversos implicados para la presentación, infección y transmisión de *Giardia* spp. en roedores. En ese sentido, se conoce que las comunidades parasitarias se ven afectadas por la biogeografía (medio ambiente) y la historia filogenética del hospedador, así como de su especificidad, parámetros biológicos, como el tamaño de la población, el hábitat, la dieta, la dispersión, la edad, el sexo y el sistema inmunológico del hospedador (Poulin y Morand, 2004).

Las altas prevalencias reportadas, en comparación a nuestro estudio, puede deberse, probablemente a que fueron realizados en lugares que ofrecían mayores condiciones para el desarrollo de roedores sinantrópicos (género *Rattus* spp. y *Mus musculus*); tales como suburbios, ambientes suburbanos y rurales (Fernández-Álvarez *et al.*, 2013) donde las medidas sanitarias fueron mínimas, la escasez de agua es constante y/o potabilidad es mínima o nula (Neghme y Silva, 1971); así como, en granjas porcinas, avícolas y áreas no agrícolas (Backhans *et al.*, 2013); lo que además habría mayor contacto con animales, desechos orgánicos e inorgánicos, permitiendo condiciones para la proliferación, supervivencia y transmisión de enfermedades parasitarias (Neghme y Silva, 1971)

Si bien, en el presente estudio, no se encontró asociación entre la frecuencia de *Giardia* spp. y las variables especie, sexo y edad (Cuadro 6); se observó que el mayor porcentaje de animales positivos fueron machos (6/7), jóvenes (6/7) de la especie *R. norvegicus*, quienes representaron el mayor porcentaje de animales capturados (79/127); estos valores pueden estar relacionados a que *R. norvegicus* se caracteriza por tener mayor porcentaje poblacional, pues posee estrategias de sobrevivencia que han permitido su adaptación a diferentes ecosistemas, principalmente en entornos urbanos, logrando desplazar a *R. rattus* a través del tiempo. Así mismo, su presencia se correlaciona directamente con la eliminación inadecuada de residuos antropogénicos (Traweger *et al.*, 2006).

La influencia del sexo sobre el parasitismo en roedores, no está del todo determinado, estudios generales indican que existe cierta predisposición sexual a la

presentación de enfermedades parasitarias asociado a diferencias inmunológicas, vinculado a esteroides sexuales, hallándose que los machos son más susceptibles a las infecciones y las hembras suelen tener respuestas inmunitarias más altas (Klein, 2004). Del mismo modo, con respecto a la influencia de la edad diversos estudios reportan que los animales jóvenes suelen ser más susceptibles a infecciones parasitarias al poseer un sistema inmunológico poco desarrollo (Klein, 2004). .

Hasta la fecha, diversos estudios han demostrado que los roedores están implicados en la transmisión de *Giardia* spp., habiéndose aislado las especies *G. microti*, *G. muris* y *G. duodenalis* de roedores naturalmente infectados (ratas, ratones, topes, castores y gerbos) (Bemrick y Erlandsen, 1988; Lebbad *et al.*, 2010; Backhans *et al.*, 2013). Siendo *Giardia muris* específica de roedores (ratones, ratas, hámster y roedores silvestres) (Baker, 2007) y *Giardia duodenalis* la única que genera infección en el humano; pero, también posee la capacidad de infectar animales domésticos y silvestres (Wielinga y Thompson, 2007).

En relación a los ensamblajes existen ocho diferentes genotipos (A-H) de *Giardia duodenalis*, siendo los tipos A y B los responsables del 99.2% de casos humanos (Sprong *et al.*, 2012); así mismo, el genotipo B ha sido detectado en un amplio rango de hospedadores mamíferos como perros, caballos, ganado vacuno y ovino, conejos y en roedores como castores, el perrito de la pradera, la chinchilla, las maras patagónicas, ratas almizcleras, la ardilla de Prevost y *Rattus rattus* (Sulaiman *et al.*, 2003, Veronesi *et al.*, 2012; Fernández-Álvarez *et al.*, 2013). Otros genotipos de *G. duodenalis* reportados en roedores son es el “G” (Feng y Xiao, 2011). Existiendo un riesgo potencial de transmisión de *G. duodenalis* de los roedores hacia los seres humanos; actuando como un reservorio y diseminador de este agente, debido a su relación con la contaminación de los alimentos, agua y suelo y sus hábitos de vida (alimentación, velocidad de reproducción, higiene) (Fanjola *et al.*, 1995; Al Hindi y Abu Hadaff, 2013; Fernández-Álvarez *et al.*, 2013).

Si bien, en el presente estudio, se halló que la prevalencia de *Giardia* spp. es baja en ratas atrapadas de un zoológico de Lima (5.5%), la presencia de *Giardia* spp. tiene una gran importancia sanitaria; debido a que la giardiasis es una enfermedad común en nuestro medio que puede llegar a ocasionar desde cuadros asintomáticos a

sintomatología severa como enteritis severas, En animales domésticos va del 14-35% y en humanos un promedio del 60% (Lujan, 2006), por lo que hallarlo significa que habría posibilidad de infección parasitaria para los asistentes a estos centros de esparcimiento, sobretodo en niños, adultos mayores y personas con enfermedades que generen inmunosupresión; además que los animales y trabajadores de la institución también están en riesgo, ya sea por la contaminación cruzada o el consumo de agua infectada con quistes.

Se conoce que a los zoológicos en días festivos pueden llegar a tener visitas de hasta 40 000 personas, siendo aproximadamente un tercio de ellos niños, quienes son una población altamente susceptible (El Comercio, 2016). Conllevando al hacinamiento y a conductas de riesgo que incrementen la tasa de probabilidad de contagio, como son el comer o beber en las zonas de contacto con animales y sobre pastos contaminados con excretas animales infectados, llevar y usar artículos que puedan contaminarse tales como mordedores de bebés, peluches, tazas y la presencia de lavadero de manos en estado defectuoso y/o deteriorado en estos centros de esparcimiento (Erdozain *et al.*, 2013, Mc Millian *et al.*, 2007, Wesse *et al.*, 2007). Así mismo, los estudios realizados por Lecaros *et al.*, (2010) en profesionales que laboran en zoológicos y zoocriaderos de Lima, Perú; reportaron que el 14,4% de encuestados contrajo enfermedades zoonóticas; siendo un 66,6% ocasionadas por parasitosis (Giardiasis, acarosis y toxoplasmosis).

En estado silvestre, los animales poseen cierta resistencia natural que le permite controlar las enfermedades parasitarias, existiendo un estado de equilibrio entre el parásito y el anfitrión, que rara vez conducen a un cuadro severo a menos que ocurran eventos de estrés (Stancheva, 2013). Sin embargo, en cautiverio estos animales pueden llegar a sucumbir a las infecciones parasitarias debido al estrés ambiental, el cambio en las condiciones de vida y las limitaciones de espacio (Mir *et al.*, 2016).

Estudios realizados sobre la presentación de *Giardia* spp. en animales silvestres de diferentes zoológicos reportan diversas prevalencias. Así, en Sudamérica, Varela y Rojas (2013) hallaron un 37.8% en el Zoológico de Matecaña-Colombia (64.7% aves y 31.9% mamíferos), Fajardo *et al.*, (2014) un 12.7% en el Zoológico de Cali-Colombia, Figueiroa *et al.*, (2001) un 6.9% en el Parque Dois Irmãos-Brasil. En Europa en el zoológico de Zagreb-Croacia la prevalencia fue de 29% (Beck *et al.*, 2011), en el

zoológico de Amberes-Bélgica 8.9% (Geurden *et al.*, 2009) y en Asia, en un zoológico de Japón, se encontró presencia de 1% (Matsubayashi *et al.*, 2005).

De igual forma, en nuestro país, estudios realizados por Aranda *et al.*, (2013) en félidos de cuatro zoológicos reportaron la presencia de *Giardia* spp. en un 11.1%. Acosta *et al.*, (2015) evaluó la presencia de este parasito en seis carnívoros del zoológico Patronato del Parque de las Leyendas durante los meses de diciembre del 2012 y enero del 2013 hallándolo solo en *Panthera tigris*.

Los estudios con respecto al papel de los roedores de vida silvestre como posibles diseminadores de esta enfermedad, son poco comunes debido a su baja importancia en la económica, la demanda de logística y la dificultad que se tiene para realizar su captura (Perec *et al.*, 2015).

Estos estudios demuestran que la presencia de *Giardia* spp. en ratas es latente; pudiéndose encontrar en diferentes ecosistemas (áreas silvestres, urbanas, suburbanas, rurales y granjas de producción), que si bien pueden variar en porcentaje de presentación, no deja de ser considerado como un agente con potencial zoonótico y capacidad de infectar a otros animales. Por lo que se necesitan estudios genéticos moleculares para determinar la especie y el genotipo de este parasito.

V. CONCLUSIONES

- La prevalencia de “*Giardia* spp. en roedores capturados de un zoológico de Lima evidenció una prevalencia de $5.5 \pm 0.04\%$ (7/127)”.
- No se evidenció “asociación significativa ($p > 0,05$) entre la presencia de *Giardia* spp. y las variables especie, sexo y edad”.

VI. BIBLIOGRAFIA

1. **Acha PN, Szyfres B.** 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3a ed. Washington: OPS. 398 p
2. **Acosta ZM, Tantaleán VM, Serrano ME.** 2015. Identificación de Parásitos Gastrointestinales por Coproscopía en Carnívoros Silvestres del Zoológico Parque de las Leyendas, Lima, Perú. *Rev. Inv. Vet. Perú* 26: 282-290. <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v26i2.11000>
3. **Adam RD.** 2001. Biology of *Giardia lamblia*. *Clinical Microbiology Reviews* 14(3): 447-475
4. **Al-Bashan MM, Sabra SM.** 2012. Prevalence of some enteric parasites in rats at Taif governorate with special reference to associated pathogenic bacteria. *African Journal of Microbiology Research* 6: 3431- 3439
6. **Al-Hindi AI, Abu-Haddaf E.** 2013. Gastrointestinal parasites and ectoparasites biodiversity of *Rattus rattus* trapped from Khan Younis and Jabalia in Gaza strip, Palestine. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology* 43: 259–268.
7. **Alcaraz SM.** 2001. Giardia y Giardiosis. [Internet], [9 marzo 2017]. Disponible en: http://www.seimc.org/control/revi_Para/Giardia.htm
8. **Álvarez-Romero J, Medellín RA.** 2005. *Rattus rattus*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. Instituto de Ecología, Universidad Nacional Autónoma de México. Bases de datos SNIB-CONABIO. Proyecto U020. Ciudad de México, México
9. **Ankarklev J, Jerlström-Hultqvist J, Ringqvist E, Troell K, Svärd SG.** 2010. Behind the smile: cell biology and disease mechanisms of *Giardia* species. *Nat Rev Microbiol.* 8 (6): 413-22. doi: 10.1038/nrmicro2317.
10. **Appelbee AJ, Thompson RC, Olson ME.** 2005. *Giardia* and *Cryptosporidium* in mammalian wildlife current status and future needs. *Trends Parasitol.* 21:370-376.

11. **Aranda C, Serrano-Martínez E, Tantalean M, Quispe M, Casas G.** 2013. Identificación y frecuencia de parásitos gastrointestinales en félidos silvestres en cautiverio en el Perú. *Rev. Inv. Vet. Perú* 24: 360-368
12. **Araki H, Shimizu S, Hayashi K, Yamada T, Kusakabe A, Kanie H, Mizuni Y, Kojima I, Saitou A, Nagao K, Suzuki T, Ushida E, Uno K, Nakazawa T.** 2017. Acute acalculous cholecystitis caused by *Giardia lamblia*. *Intern Med.* 56(13):1657-1662. doi: 10.2169/internalmedicine.56.808
13. **Ayulo V, Dammert O.** 1947. Survey del parasitismo intestinal de las ratas grises (*Mus norvegicus*) en la ciudad de Lima. *Rev. Perú. Med. Exp. Salud pública.* 6: 1-4
14. **Baker D.** 2007. Flynn's parasites of laboratory animals. 2a ed. Iowa: Blackwell Publishing. 830p
15. **Backhans A, Jacobson M, Hansson I, Lebbad M, Lambert ST, Gamemelgard E, Saager M, Akande O, Fellström C.** 2013. Occurrence of pathogens in wild rodents caught on Swedish pig and chicken farms. *Epidemiology and Infection* 141: 1885-1891
16. **Baldursson S, Karanis P.** 2011. Waterborne transmission of protozoan parasites: review of worldwide outbreaks - an update 2004-2010. *Water Res* 45 (20):6603-6614. doi: 10.1016/j.watres.2011.10.013
17. **Barr SC.** 2000. Infecciones entéricas protozoáricas. En Greene CE, ed. *Enfermedades infecciosas en perros y gatos.* México: Mc Graw Hill. 530-535p.
18. **Bazán TM, Arguello GR, Ortega PG.** 2008. La biogénesis del quiste de *Giardia duodenalis* como modelo de diferenciación unicelular. *Mensaje Bioquímico*, Vol. XXXII: 25-38
19. **Beck R, Sprong H, Bata I, Lucinger S, Pozio E, Caccio SM.** 2011. Prevalence and molecular typing of *Giardia* spp. in captive mammals at the zoo of Zagreb, Croatia. *Vet. Parasitol.* 175:40-46.
20. **Bemrick J, Erlandsen L.** 1988. Giardiasis is it really a zoonosis? *Parasitology Today* 4: 69-71. doi:10.1016/0169-4758(88)90198-6

21. **Bonino N.** 1999. Manual para el control de roedores en el ámbito domiciliario. Estación Experimental Agropecuaria Bariloche. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria, [Internet], [1 abril 2017]. Disponible en: <http://www.biblioteca.org.ar/libros/210776.pdf>
22. **Botero D, Restrepo M.** 2005. Parasitosis Humanas. 5ª Ed. Medellín, Colombia: Ediciones Corporación para las investigaciones Biológicas. 63-69p
23. **Bowman D.** 2004. Georgis Parasitología para veterinarios. 8º ed. España: Edit. Elsevier. 440p
24. **Bouزيد M, Halai K, Jefreys D.** 2015. Prevalencia de la infección por *Giardia* en perros y gatos, una revisión sistemática y meta-análisis de los estudios de prevalencia en muestras fecales. *Vet. Parasitol.* 207: 181-202
25. **Budu-Amoako E, Greenwood SJ, Dixon BR, Barkema HW, McClure JT.** 2011. Foodborne Illness Associated with *Cryptosporidium* and *Giardia* from Livestock. *Journal of Food Protection* 74(11): 1944–1955 doi:10.4315/0362-028X.JFP-11-107
26. **Caccio SM, Beck R, Lalle M, Marinculic A, Pozio E.** 2008. Multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* reveals striking differences between assemblages A and B. *Int J Parasitol.* 38:1523-1531
27. **Calchi LC, Acurero E, Villalobos R, Colina M, Di Toro L, Villalobos C.** 2014. Comparison of Laboratory Techniques for the Diagnosis of *Giardia Intestinalis*. *Kasmera* 42(1): 32-40
28. **Carbajal FA.** 2015. Estudio de identificación de *Giardia* spp., en perros (*Canis familiaris*) de la Zona Centro de Valle de Bravo. Tesis de Médico Veterinario. México. Univ. Autónoma de México. 51p
29. **Castellón A, Reyes L, Chinchila M, Mora D.** 1992. Viabilidad de los quistes de *Lamblia intestinalis* bajo diferentes condiciones. *Rev. Costarricense Ciencias Médicas* 13 (1-2): 9- 15.
30. **Centers for Disease Control and Prevention (CDC).** 2017. Rodents. [Internet], [15 enero 2018]. Disponible: <https://www.cdc.gov/rodents/index.html>

31. **Consejo Europeo para el Control de las Parasitosis de los Animales de Compañía (ESCCAP).** 2013. Control de protozoos intestinales en perros y gatos. España. Guía ESCCAP 6. 20p
32. **Cordero del Campillo M, Rojo-Vásquez FA, Martínez AR, Sánchez MC, Hernández S, Navarrete I, Diez P, Quiroz H, Carvalho M.** 1999. Parasitología Veterinaria. Madrid: Mc Graw Hill. 968p.
33. **Daniel W. 2002.** Bioestadística. Base para el Análisis de las Ciencias de la Salud. 4ª Edición. Limusa Wiley. México DF. 755 p.
34. **DuPont HL.** 2013. Giardia: both a harmless comensal and a devastating pathogen. The Journal of Clinical Investigation. 123(6):2352-2354
35. **El Comercio.** 2016. Parque de Las Leyendas: caos en ingreso por excesiva demanda., Disponible en: <http://elcomercio.pe/sociedad/lima/parque-leeyendas-caos-ingreso-excesiva-demanda-noticia-1920494>
36. **Erdozain G, KuKanich K, Chapman B.** 2013. Observation of public health risk behaviours, risk communication and hand hygiene at Kansas and Missouri petting zoos 2010–2011. Zoonoses Public Health 60:304–310. doi:10.1111/j.1863-2378.2012.01531.x
37. **Fajardo SJ, Lasso NA, Mera EC, Peña SJ, Zapata VJ, Rojas CC.** 2014. Enteroparásitos con potencial zoonótico en animales en cautiverio del Zoológico de Cali, Colombia. Neotropical Helminthology 8(2): 279-290
38. **Faubert G. 2000.** Immune response to *Giardia duodenalis*. Clin Microbiol Rev 3(1): 35-54.
39. **Feng Y, Xiao L.** 2011. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. Clin. Microbiol. Rev. 24: 110–140. doi:10.1128/CMR.00033-10
40. **Fernandez-Alvarez A, Martín A, Abreu N, Feliu C, Hugot JP, Valladares B, Foronda P.** 2013. Identification of a novel assemblage G subgenotype and a zoonotic assemblage B in rodent isolates of *Giardia duodenalis* in the Canary Islands, Spain. Parasitology 141: 206-215. doi: 10.1017/S003118201300139X
41. **Figueiroa M, Bianque J, Dowell M, Alves R, Evencio A.** 2001. Perfil coproparasitológico de mamíferos silvestres en cautiverio en el estado de

- Pernambuco, Brasil. Parasitol Día 25: 34. doi: 10.4067/S0716-07202001000300009
42. **Franjola R, Soto G, Montefusco A.** 1995. Prevalence of protozoa infections in synantropic rodents in Valdivia City. Boletín Chileno de Parasitología 50: 66-72
 43. **Franssen F, Swart A, Van Knapen F, Van der Giessen J.** 2016. Helminth parasites in black rats (*Rattus rattus*) and brown rats (*Rattus norvegicus*) from different environments in the Netherlands. Infection Ecology and Epidemiology 6: 31413. doi: 10.3402/iee.v6.31413
 44. **Gardner TB, Hill DR.** 2001. Treatment of giardiasis. Clin. Microbiol. Rev. 14:114–128
 45. **Geurden T, Goossens E, Levecke B, Vercammen F, Vercruysse J, Claerebout E.** 2009. Occurrence and molecular characterization of *Cryptosporidium* and *Giardia* in captive wild ruminants in Belgium. J. Zoo Wildl. Med. 40:126–130
 46. **Granados CE, Reveiz L, Uribe LG, Criollo CP.** 2012. Drugs for treating giardiasis. Cochrane Database of Systematic Reviews. Issue 12. doi: 10.1002/14651858.CD007787.pub2
 47. **Guillespie H.** 2004. *Rattus rattus*. [Internet], [9 Marzo 2017]. Disponible en: http://animaldiversity.org/accounts/Rattus_rattus/
 48. **Hancke D, Navone G, Suarez O.** 2011. Endoparasite community of *Rattus norvegicus* captured in a shantytown of Buenos Aires City, Argentina. Helminthologia 48:167–173. doi: 10.2478/s11687-011-0025-3
 49. **Hernández CC, Aguilera AG, Castro EG.** 2011. Situación de las enfermedades gastrointestinales en México. Enf. Inf. Microbiol. 31 (4): 137-151
 50. **Hinojosa LE.** 2005. Búsqueda de quistes y huevos de parásitos intestinales en aguas de pozo de San Gregorio Zacapecpan, Mpo. de Cholula, Puebla. [Internet], [13 julio 2009]. Disponible en: http://Catarina.udlap.mx/u_dl_a/tales/-documentos/lqf/hinojosa_s_le/capitulo_8.htm
 51. **Hunter PR, Thompson RC.** 2005. The zoonotic transmission of *Giardia* and *Cryptosporidium*. International Journal for Parasitology 35: 1181–1190.

52. **Jarbas B, Urbiratan P, Sadi C.** 2002. Manual de control de roedores, Ministerio da Saúde. Brazilia: Fundação Nacional de Saúde. 66p.
53. **Kataranovski D, Kataranovski M, Savæ IR, Soldatoviæ B, Matiae R.** 1994. Morphometric and biochemical parameters as the age indicators in the Norway rat (*Rattus norvegicus* Berk, 1769). Acta Vet 44: 371-378. doi:10.1051/parasite/2011182189
54. **Khan SM, Debnath C, Pramanik AK, Xiao L, Nozaki T, Ganguly S.** 2011. Molecular evidence for zoonotic transmission of *Giardia duodenalis* among dairy farm workers in West Bengal, India. Veterinary Parasitology, 178: 342–344
55. **Klein SL.**2004. Hormonal and immunological mechanisms mediating sex differences in parasite infection . Parasite Immunology 26 :247–264
56. **Labarthe N, Mendes de Almeida F, Balbi M, Salomão M, Paiva J, Crissiuma A, García R, Miranda M.** 2008. Prevalence of Giardia in Household dogs and cats in the State of Rio de Janeiro using the IDEXX SNAP® Giardia Test. Intern J Appl Res Vet Med 6(3): 200-206
57. **Landete T, Cerro A.** 1998. La rata de alcantarilla (*Rattus norvegicus*): Ecología, comportamiento y control. Ediciones de la Universidad de Castilla-La Mancha.
58. **Lebbad M, Mattsson JG, Christensson B, Ljungström B, Backhans A, Andersson JO, Svärd SG.** 2010. From mouse to moose: multilocus genotyping of Giardia isolates from various animal species. Vet Parasitol. 168:231-239. doi: 10.1016/j.vetpar.2009.11.003.
59. **Lecaros CA, Falcon PN, Elias PR.** 2010. Accidentes ocupacionales y zoonosis en profesionales que laboran en zoológicos y zoocriaderos de Lima, Peru. Revista Sapuvet de Salud Publica 2: 27-42
60. **Levine ND, Corliss JO, Cox FE, Deroux G, Honigberg BM, Leedale GF, Loeblich AR, Lom J, Lynn D, Merinfeld EG, Poljansky G, Sprague V, Vavra J, Wallace FG.** 2004. A newly revised classification of the protozoa. J. Protozool: 37-58.
61. **Luján HD.** 2006. Giardia y Giardiasis. Buenos Aires. Medicina 66(1): 70-74.

62. **Marino MR, Brown TJ.** 1992. *Giardia intestinalis* in North Island possums, house mice and ship rats. New Zeland veterinary journal 40: 24-27
63. **Mata M, Parra A, Sanchez K, Alvares Y, Perez-Ybarra L.** 2016. Relación clínico-epidemiológica de Giardiasis en niños de 0-12 años que asisten a núcleos de atención primaria. 8Municipio Francisco Linares Alcántara, estado Aragua, Venezuela. Comunidad y Salud 14(1): 1-9
64. **Matsubayashi M, Takami K, Kimata I, Nakanishi T, Tani H, Sasai K, Baba E.** 2005. Survey of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. Infections in Various Animals at a Zoo in Japan. Journal of Zoo and Wildlife Medicine 36: 331-335.
65. **McMillian M, Dunn JR, Keen JE, Brady KL, Jones TF.** 2007. Risk behaviors for disease transmission among petting zoo attendees. J Am Vet Med Assoc. 23 (7): 1036-1038. doi: 10.2460 / javma.231.7.1036
66. **Mills J, Childs J, Ksiazek T, Peters CJ, Velleca WM.** 1998. Métodos para trampeo y muestreo de pequeños mamíferos para estudio virológico. Organización Panamericana de la Salud, Washington, District of Columbia, USA. 64 p. [Internet], [4 abril 2017]. Disponible en: http://www.paho.org/spanish/HCP/HCT/hct_98104.pdf
67. **Ministerio de Salud y Protección Social, Organización Panamericana de la Salud (MINSALUD-OPS).** 2012. Manual para el control de roedores. Convenio de Cooperación técnica N°485.10. [Internet], [1 abril 2017]. Disponible en: <https://www.minsalud.gov.co/sites/rid/Lists/BibliotecaDigital/RIDE/VS/PP/SA/manual-integral-de-roedores.pdf>
68. **Mir AQ, Dua K, Singla LD, Sharma S, Singh MP.** 2016. Prevalence of parasitic infection in captive wild animals in Bir Moti Bagh mini zoo (Deer Park), Patiala, Punjab. Vet World. 9(6): 540–543. doi: 10.14202/vetworld.2016.540-543
69. **Molina N, Basualdo J, Minvielle M.** 2008. Genotipo zoonótico de *Giardia lamblia* en Atalaya, provincia de Buenos Aires. Argentina. En: Libro de resúmenes III Congreso Latinoamericano
70. **Neghme A, Silva R.** 1971. Ecology of parasitism in man. Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana (OSP) 70(4): 313-329

71. **Nkogwe C, Raletobana J, Stewart-Johnson A, Suepaul S, Adesiyun A.** 2011. Frequency of detection of *Escherichia coli*, *Salmonella* spp., and *Campylobacter* spp. In the faeces of wild rats (*Rattus* spp.) in Trinidad and Tobago. *Veterinary Medicine International* 2011: 686923. doi:10.4061/2011/686923
72. **Núñez SF, Cisterna LP.** 1991. Roedores domésticos I. Caracterización morfológica conductual y sanitaria. Monografías de Medicina Veterinaria 13. [Internet], [1 abril 2017]. Disponible en: https://web.uchile.cl/vignette/monografiasveterinaria/monografiasveterinaria.uchile.cl/CDA/mon_vet_completa/0,1421,SCID%253D18032%2526ISID%253D433,00.html
73. **Organización Panamericana de la Salud, Organización Mundial de la Salud.** 1964. El Control de Ratasy Ratones Domésticos. Publicación Científica N° 329, Washington. DCEVA 92– 96p
74. **Ortiz JJ, Ayoub A, Gargala G, Chegne NL, Favennec L.** 2001. Randomized clinical study of nitazoxanide compared to metronidazole in the treatment of symptomatic giardiasis in children from Northern Peru. *Alimentary Pharmacology and Therapeutics*. UK: Wiley-Blackwell 15:1409-1415.
75. **Paramasvaran S, Sani RA, Hassan L, Hanjeet K, Krishnasamy M, John J, Santhana R.** 2009. Endoparasite fauna of rodents caught in five wet markets in Kuala Lumpur and its potential zoonotic implications. *Trop Biomed* 26: 67-72
76. **Pasupuleti V, Escobedo AA, Deshpande A, Thota P, Roman Y, Hernandez AV.** 2014. Efficacy of 5-Nitroimidazoles for the Treatment of Giardiasis: A Systematic Review of Randomized Controlled Trials. *PLoS Negl Trop Dis* 8(3): e2733. doi: 10.1371 / journal.pntd.0002733. eCollection 2014 mar.
77. **Perec A, Buńkowska K, Zaleśny G, Hildebrand J.** 2015. Small rodents as reservoirs of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in south western Poland. *Ann Agric Environ Med* 22:1-5. doi: 10.5604/12321966.1141359.
78. **Priotto J, Polop J, Steinmann AM, Provencal C, Castillo E, Calderon G, Enria D, Sabatinni M, Coto H.** 2003. Manual de Control de Roedores en

- Municipios. Fundacion Mundo Sano. [Internet], [1 abril 2017]. Disponible en: <http://www.anlis.gov.ar/inevh/wp-content/uploads/2016/05/Manual-de-control-de-roedores-en-municipios.pdf>
79. **Poulin R, Morand S.** 2004. Parasite Biodiversity. Washington D. C., USA, Smithsonian Institution Books, 216 pp.
 80. **Rivera M, Hurtado P, Magaldi L, Collazo M.** 2002. Giardiasis intestinal. Minirevision. Invest. clín v.43 (2)
 81. **Rodríguez NF, Tejedor-Junco MT, Hernández-Trujillo Y, González M, Gutiérrez C.** 2010. The role of wild rodents in the transmission of *Trypanosoma evansi* infection in an endemic area of the Canary Islands (Spain). Vet Parasitol 174: 323-327. doi: 10.1016/j.vetpar.2010.09.001
 82. **Scholtens RG, New JC, Johnson S.**1982. The nature and treatment of giardiasis in parakeets. Journal American Veterinary Medical Association. 180(2):170-173.
 83. **Smith HV, Caccio SM, Cook N.** 2007. *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. Inglaterra. Veterinary Parasitology 149: 29–40
 84. **Solaymani-Mohammadi S, Singer SM.** 2010. *Giardia duodenalis*: the double edged sword of immune responses in giardiasis. Exp Parasitol. 126(3):292-297. doi: 10.1016/j.exppara.2010.06.014
 85. **Sprong H, Caccio SM, Van der Giessen JW.** 2012. Identification of zoonotic genotypes of *Giardia duodenalis*. PLoS Neglected Tropical Diseases 3: 558. doi: 10.1371/journal.pntd.0000558
 86. **Stancheva M.** 2013. Parasites in Captive Animals: A Review of Studies in Some European Zoos. Zool. Gart. 82(1-2): 60-71.
 87. **Sulaiman IM, Fayer R, Bern C, Gilman RH, Trout JM.** 2003. Triosephosphate isomerase gene characterization and potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis*. Emerg Infect Dis;9:1444–1452
 88. **Tantaleán M.** 2010. Manual de diagnóstico parasitológico en animales silvestres. Lima: Instituto Peruano de la Biodiversidad. 28 p.
 89. **Tesis Pantoja LL.** 2014. Prevalencia de giardiasis en pacientes caninos con sintomatología gastroenterica que ingresan en la unidad medico veterinaria “Huellas” de la Ciudad de Pasto en el periodo comprendido entre septiembre

- 02 y marzo 02 del 2014. Tesis de Médico Veterinario. San Juan de Pasto. Universidad de Nariño. 35p.
90. **Thompson RC, Monis PT.** 2004. Variation in *Giardia*: implications for taxonomy and epidemiology. *Adv. Parasitol.* 58:69-137
 91. **Thompson RC.** 2008. Giardiasis: Conceptos modernos sobre su control tratamiento. *Ann Nestlé* 66: 23-29.
 92. **Thompson RC.** 2013. Parasite zoonoses and wildlife: One health, spillover and human activity. *Int. J. Parasitol.* 43:1079–1088
 93. **Traweger D, Travnitzky R, Moser C, Walzer C, Bernatzky G.** 2006. Habitat preferences and distribution of the brown rat (*Rattus norvegicus* Berk.) in the city of Salzburg (Austria): implications for an urban rat management. *Journal of Pest Science* 79: 113 – 125.
 94. **Uehlinger FD, Greenwood SJ, O’Handley R, McClure JT, Coklin T, Dixon BR, Barkema HW.** 2011. Prevalence and genotypes of *Giardia duodenalis* in dairy and beef cattle in farms around Charlottetown, Prince Edward Island, Canada. *The Canadian Veterinary Journal*, 52(9): 967–972.
 95. **Varela N, Rojas Z.** 2013. Estudio retrospectivo de la presencia de *Giardia* spp. en animales de la colección del Zoológico Matecaña de Pereira, Colombia. *Mem. Conf. Interna med. Aprovech. Fauna silv. Exót. Conv.*9: 2
 96. **Vázquez TO.** 2001. Antiparasitarios Giardiasis en Antimicrobianos, Antivirales, Antiparasitarios, Antimicóticos e Inmunomoduladores. González, S. N. y Saltigeral, S. P. 5a. ed., México: McGraw Hill, pp. 155-158.
 97. **Vázquez TO, Campos RT.** 2009. Giardiasis. La parasitosis más frecuente a nivel mundial. *Rev del Centro de Inv (Méx)* 8(31): 75-90
 98. **Veronesi F, Piergili D, Morganti G, Bietta A, Moretta I, Moretti A, Traversa D.** 2012. Occurrence of *Giardia duodenalis* infection in chinchillas (*Chincilla lanigera*) from Italian breeding facilities. *Research in Veterinary Science* 93: 807–810
 99. **Volotao ACC, Souza JC, Grassini C, Peralta JM, Fernandes O.** 2008. Genotyping of *Giardia duodenalis* from Southern brown Howler Monkeys (*Alouatta clamitans*) from Brazil. *Veterinary parasitol* 158: 133-137.

100. **Wesse SJ, McCarthy L, Mossop M, Martin H, Lefebvre S.** 2007. Observation of practices at petting zoos and the potential impact on zoonotic disease transmission. *Clin. Infect. Dis.* 45: 10-15. doi: 10.1086 / 518572
101. **Wielinga CM, Thompson RCA.** 2007. Comparative evaluation of *Giardia duodenalis* sequence data. *Parasitology* 134, 1795–1821. doi: 10.1017/S0031182007003071
102. **Xiao L, Saeed K, Herd RP.** 1996. Efficacy of albendazole and fenbendazole against *Giardia* infection in cattle. *Veterinary parasitology* 61:165-170
103. **Xiao L, Fayer R.** 2008. Molecular characterisation of species and genotypes of *Cryptosporidium* and *Giardia* and assessment of zoonotic transmission. *Int. J. Parasitol.* 38:1239–1255.
104. **Zhao Z, Wang R, Zhao W, Qi M, Zhao J, Zhang L, Li J, Liu A.** 2015. Genotyping and subtyping of *Giardia* and *Cryptosporidium* isolates from commensal rodents in China. *Parasitology* 142(6):800-6. doi: 10.1017/S0031182014001929